9 7/16 × 6 3/16
inside
9 3/16 × 6

QK1
.D48
v.1908
V.26A

BERICHTE

DER

DEUTSCHEN BOTANISCHEN GESELLSCHAFT.

GEGRÜNDET AM 17. SEPTEMBER 1882.

SECHSUNDZWANZIGSTER JAHRGANG.

BAND XXVIa.

MIT 15 TAFELN, 2 BILDNISSEN UND 49 TEXTABBILDUNGEN.

BERLIN,
GEBRÜDER BORNTRAEGER,
1908.

SHOUT
SHARE
IT

BAND XXVI a. JAHRGANG 1908. HEFT 1.

BERICHTE

DER

DEUTSCHEN BOTANISCHEN GESELLSCHAFT.

GEGRÜNDET AM 17. SEPTEMBER 1882

SECHSUNDZWANZIGSTER JAHRGANG.

HEFT 1.

AUSGEGEBEN AM 27. FEBRUAR 1908.

B

BERLIN,
GEBRÜDER BORNTRAEGER,
1908.

Inhaltsangabe zu Heft 1.

Seite
Sitzung vom 31. Januar 1908 1

Mitteilungen:

1. **Theodor Porodko:** Nimmt die ausgewachsene Region des orthotropen Stengels an der geotropischen Krümmung teil? 3
2. **M. Domaradsky:** Zur Fruchtkörperentwicklung von Aspergillus Fischeri Wehmer 14
3. **Friedrich Hildebrand:** Über weitere zygomorphe Blüten einer Knollenbegonie. (Mit einem Holzschnitt.) 16
4. **Friedrich Hildebrand:** Über Versuche zur Bildung von Pfropfbastarden bei Oxalis crassicaulis. (Mit zwei Holzschnitten.) 19
5. **G. Haberlandt:** Über den Einfluß des Schüttelns auf die Perzeption des geotropischen Reizes 22
6. **M. Möbius:** Über die Festlegung der Kalksalze und Kieselkörper in den Pflanzenzellen. (Mit einer Abbildung im Text.) 29
7. **A. Schulz:** Über die Entwicklungsgeschichte der gegenwärtigen phanerogamen Flora und Pflanzendecke Skandinaviens 38
8. **Warwara Polowzow:** Experimentelle Untersuchungen über die Reizerscheinungen der Pflanzen, mit besonderer Berücksichtigung der Einwirkung von Gasen 50
9. **J. Stoklasa, V. Brdlik u. J. Just:** Ist der Phosphor an dem Aufbau des Chlorophylls beteiligt? 69
10. **Wilhelm Lorch:** Torsionserscheinungen an den Stämmchen mehrerer Polytrichaceen und von Dicranum undulatum Ehrh. (Mit einer Textfigur.) 78
11. **M. Tswett:** Über die Verfärbung und die Entleerung des absterbenden Laubes 88
12. **M. Tswett:** Über das Pigment des herbstlich vergilbten Laubes 94

Nächste Sitzung der Gesellschaft in Berlin:

Freitag, den 28. Februar 1908,

abends 7 Uhr,

im Hörsaale des Schwendener'schen Botanischen Instituts,

Dorotheenstr. 5, I.

Sitzung vom 31. Januar 1908.

Vorsitzender: Herr A. ENGLER.

Als ordentliche Mitglieder sind vorgeschlagen die Herren:

Lafar, Dr. **Franz**, Professor der Gärungsphysiologie und Bakteriologie an der technischen Hochschule in **Wien**, Karlsplatz 13 (durch J. BEHRENS und W. RUHLAND).

Schuster, Julius, cand. rer. nat. in **München**, Hildegardstraße 11 (durch G. HEGI und H. PAUL).

Müller, H. C., Professor, Direktor der Versuchsstation für Pflanzenkrankheiten der Landwirtschaftskammer für die Provinz Sachsen in **Halle a. S.**, Karlstraße 10 (durch J. BEHRENS und W. RUHLAND).

Richter, Emil, Berlin, Albrechtsstraße 7, III (durch W. MAGNUS und W. WÄCHTER).

Herr Prof. Dr. **Farlow** in **Cambridge** (Mass.), korrespondierendes Mitglied unserer Gesellschaft, wünscht in die Liste der ordentlichen Mitglieder aufgenommen zu werden.

Am 20. Januar feierte Herr Hofrat Prof. Dr. J. WIESNER die 70. Wiederkehr seines Geburtstages. Der Vorstand hatte beschlossen, dem Jubilar die Glückwünsche der Gesellschaft zu übermitteln und widmete ihm folgende Adresse:

Hochverehrter Herr Hofrat!

Der heutige Tag, an welchem Sie die siebzigste Wiederkehr Ihres Geburtstages im Kreise von Kollegen, Schülern und Freunden festlich begehen, ist auch für die Deutsche Botanische Gesellschaft eine freudige Veranlassung, Ihnen in aufrichtiger Anerkennung Ihrer hervorragenden wissenschaftlichen Leistungen die herzlichste Teilnahme auszusprechen und zu diesem Ehrentage ihre besten Glück- und Segenswünsche darzubringen.

Sie haben, hochverehrter Herr Jubilar, schon in jungen Jahren die Bedeutung der mikroskopisch-botanischen Forschung auf dem

Gebiete der Rohstoffe des Pflanzenreiches und der technischen Mikroskopie erfolgreich zur Geltung gebracht und seitdem auch in den wichtigsten Fragen der allgemeinen Botanik, insbesondere der Experimentalphysiologie, durch Lehre und Forschung eine so fruchtbare und vielseitige Tätigkeit entfaltet, wie nur wenige Ihrer Fachgenossen.

Ihre Versuche über Wachstumsbewegungen, über Chlorophyll und faktischen Lichtgenuß der Pflanzen, über Trophieen und noch manche andere Erscheinung bilden für den Physiologen, der näher auf diese Fragen einzugehen wünscht, heute noch eine unentbehrliche Grundlage und einen willkommenen Wegweiser zur Orientierung über Methoden und Fragestellung auf diesen Gebieten.

Der Umstand, daß zahlreiche Vertreter des Faches, welche gegenwärtig als Dozenten an Universitäten und anderen höheren Schulen tätig sind, Sie in dankbarer Verehrung als ihren Lehrer und fachwissenschaftlichen Erzieher hochschätzen, beweist zur Genüge, welch' hohe Bedeutung Ihrer langjährigen Wirksamkeit nicht bloß für die Wissenschaft an und für sich, sondern auch für die Heranbildung tüchtiger Lehrkräfte beizumessen ist.

Wir gedenken bei diesem Anlaß mit Genugtuung auch der Tatsache, daß Sie unserer Gesellschaft seit ihrer Gründung als Mitglied angehören und zu ihrem Gedeihen durch wertvolle Beiträge für die „Berichte“ öfter beigetragen haben. Für diese Mitwirkung bitten wir, unseren verbindlichen Dank entgegenzunehmen.

Möge es Ihnen, hochverehrter Herr Hofrat, vergönnt sein, noch recht lange im Dienste der Wissenschaft in bisheriger Frische tätig zu sein und im Genusse eines sonnigen Lebensabends neben der Freude an der Arbeit auch die Heiterkeit des Gemütes zu bewahren.

Berlin, den 20. Januar 1908.

Der Vorstand der Deutschen Botanischen Gesellschaft.
SCHWENDENER. DRUDE.
ENGLER. KNY. O. REINHARDT
H. FISCHER. KOEHNE. LINDAU. APPEL.

Auf diese Glückwunschadresse ist dem derzeitigen Vorsitzenden folgende Antwort zuteil geworden:

An den verehrlichen Vorstand
der Deutschen Botanischen Gesellschaft in Berlin!

Die mir von der Deutschen Botanischen Gesellschaft gewidmete Adresse hat mir große Freude bereitet. Ich zähle diese

Widmung zu den größten Ehrungen, die mir aus dem genannten Anlaß zuteil geworden sind.

Ich habe mich seinerzeit begeistert jenen Freunden und Kollegen angeschlossen, welche die Deutsche Bot. Gesellschaft gegründet haben und war glücklich, es zu erleben, daß unsere Gesellschaft zu der bedeutendsten und angesehensten Botan. Gesellschaft der Welt sich emporgeschwungen hat.

Wie bisher, so will ich auch in der Folge, soweit es das zunehmende Alter zulassen wird, mich bestreben, den Zwecken unserer Gesellschaft zu dienen.

Ich bitte für die mir zuteil gewordene hohe Ehrung meinen innigsten Dank entgegenzunehmen.

Wien, den 24. Januar 1908. Verehrungsvollst und ergebenst

J. WIESNER

Mitteilungen.

1. Theodor Porodko: Nimmt die ausgewachsene Region des orthotropen Stengels an der geotropischen Krümmung teil?

(Eingegangen am 2. Januar 1908.)

Während meines zweimonatlichen (Juni—Juli 1907) Aufenthaltes im Leipziger Botanischen Institut habe ich auf den Vorschlag des Herrn Geheimrat Prof. Dr. W. PFEFFER ein Thema über die Krümmungsfähigkeit der ausgewachsenen Pflanzenteile in Angriff genommen.

In erster Linie stand ich vor der Aufgabe, die Versuche KOHLs nachzuprüfen, welche ihn zu dem bekannten Schluß geführt hatten, daß „die geotropische Krümmung sich auch auf Teile des Stengels erstreckt, an denen ein Wachstum nicht mehr zu konstatieren ist“ [1]).

Meine in dieser Richtung angestellten Versuche sind zurzeit abgeschlossen. Es steht nun nichts mehr im Wege, daß ich sie schon jetzt mitteile, da ich von der Fortsetzung des obengenannten Themas überhaupt Abstand genommen habe.

---

[1]) KOHL, Die Mechanik der Reizkrümmungen, 1894, S. 13.

Die geotropische Krümmung des orthotropen Stengels nimmt in der Regel in seinen Spitzenteilen ihren Anfang. Nach einigen Stunden wandert aber die Krümmung basalwärts, um in einer gewissen Entfernung von der Spitze stehen zu bleiben. Betrachten wir eine vollendete Krümmung näher, so erstreckt sich dieselbe auf eine längere oder kürzere Zone des Stengels.

Es fragt sich nun, ob sich die geotropische Krümmungstätigkeit nur auf die wachsende Region des Stengels beschränkt, oder ob sie sich auch auf die angrenzende Region, die ihr Längenwachstum schon eingestellt hat, erstreckt.

Diese Frage ist gegenwärtig noch nicht entschieden.

Die erste Meinung, daß nur wachsende Stengelteile krümmungsfähig seien, ist wohl allgemein anerkannt. Von mehreren Forschern[1]) wurde der unverkennbare Parallelismus zwischen der Krümmungs- und Wachstumstätigkeit hervorgehoben.

Jedoch ist auch die zweite Meinung, welche von KOHL[2]) vertreten wurde, nicht ohne weiteres von der Hand zu weisen. Einerseits bezieht sich der erwähnte Parallelismus dem Anschein nach nur auf die Stengelteile, welche ziemlich schnell wachsen und ziemlich stark gekrümmt sind. Ob aber eine solche Beziehung auch für die sehr langsam wachsenden Stengelteile, an denen eben die Basis der vollendeten geotropischen Krümmung lokalisiert ist, besteht, das läßt sich, soweit ich beurteilen kann, aus den zitierten Quellen nicht ausfindig machen.

Betreffs dieses Punktes tragen die zitierten[3]) Arbeiten überhaupt den Charakter der vorläufigen Mitteilungen und entbehren größtenteils beweisender Daten. Andererseits aber hat die Möglichkeit, daß die geotropische Krümmung sich auch auf die ausgewachsenen Stengelteile erstrecke, eine gewisse innere Wahrscheinlichkeit. Es ist ja bekannt[4]), daß „sogar ein- und mehrjährige Zweige von *Aesculus*, *Tilia* usw., die völlig verholzt sind und ihr Längenwachstum längst abgeschlossen haben, bei Ablenkung aus der Gleichgewichtslage mit der Zeit eine geotropische Krümmungsbewegung auszuführen vermögen“.

Bei der geschilderten Sachlage schien es wohl angebracht, der Frage über die Krümmungsfähigkeit der ausgewachsenen

---

1) Vgl. die in PFEFFERs Pflanzenphysiologie, II, S. 652, sub 2, zitierte Literatur.

2) a. a. O, S. 13.

3) Nur bei ROTHERT (Beitr. z. Biol. d Pfl., 1896, Bd. VII, S 154) ist die Frage etwas näher diskutiert.

4) PFEFFER, a. a. O., S. 652.

Stengelregion näher zu treten, speziell die betreffenden positiven Versuche KOHLs nachzuprüfen.

KOHL teilt seine diesbezüglichen Versuche leider in aller Kürze mit. Man vermißt manche methodologische Einzelheiten, welche zur richtigen Beurteilung seiner Versuche wohl erwünscht wären. Immerhin ist die Methodik KOHLs in den Hauptzügen klar und läßt sich folgendermaßen darstellen.

KOHL berichtet nur über sieben Versuche; als Versuchsmaterial dienten ihm allein die Keimpflanzen von *Pisum.* Die *Pisum*-Stengel wurden mit 2-*mm*-Marken versehen und horizontal gelegt. Sie befanden sich dann in der Reizlage, bis der Krümmungsprozeß abgeschlossen war. Um den Fortgang des Krümmens zu verfolgen, wurden die Stengelkonturen zu verschiedenen Zeiten gezeichnet und die Abstände zwischen den Tuschemarken gleichzeitig gemessen. Die Messung geschah makroskopisch. An den Skizzen wurde der Krümmungsradius in verschiedenen Stengelteilen bestimmt; dadurch wurde auch diejenige Stelle des Stengels festgestellt, welche mit der untersten Grenze der Krümmung koinzidierte.

Sämtliche Versuche KOHLs ergaben ein und dasselbe Resultat, und zwar, daß die geotropische Krümmung „sogar in Stengelpartien hineinreicht, an denen man durch genaueste Messung einen Zuwachs nicht mehr zu konstatieren vermag“ [1]). KOHL behauptet sogar, daß „die stärkste Krümmung am Schluß des Krümmungsprozesses gerade innerhalb der ausgewachsenen Zone lag“ [2]).

Ich gehe nun zur Darstellung meiner eigenen Versuche über. Die Methodik derselben ist im großen Ganzen mit der KOHLs identisch, in Einzelheiten weicht sie aber von der Methodik KOHLs nicht unbedeutend ab. Ich will nun auf diese methodischen Modifikationen etwas näher eingehen.

Die Versuche KOHLS wurden mit den *Pisum*-Keimlingen allein ausgeführt. Ich habe in den Bereich meiner Versuche noch andere Arten gezogen, und zwar Sprosse von *Atriplex hortensis* und *Nepeta grandiflora*, Keimlinge von *Pisum sativum, Vicia Faba major, Vicia Faba equina, Ricinus communis* und *Phaseolus multiflorus.*

KOHL hat die Abstände zwischen den Tuschemarken makroskopisch gemessen. Ich benutzte zu diesem Zwecke das Horizontalmikroskop. Dazu bewog mich der Gedanke, daß die Stengelpartien, in welche die Basis der Krümmung hineinreicht, möglicherweise sehr langsam wachsen und so makroskopisch unbestimmbare Zuwächse zeigen.

---

[1]) KOHL, a. a. O., S. 20.

[2]) KOHL, a. a. O., S. 13.

KOHL markierte die konkav werdende Seite des Stengels. Ich wählte dazu die Flankenseite des Stengels, diejenige Seite also, wo die Mittellinie verläuft. Mir scheint, daß ich meine Wahl glücklicher getroffen habe. Bei der mikroskopischen Messung ist es ja von Wichtigkeit, daß man zwei Tuschemarken mit gleicher Schärfe sieht. Das ist aber nur unter der Bedingung möglich, daß die beiden Marken in einer und derselben vertikalen Ebene liegen. Letzteres gelingt aber leichter, indem man die ungekrümmte Flanken-, nicht aber die Konkavseite mißt. Abgesehen aber von diesem Grund, der wohl rein praktischer Natur ist, läßt sich auch ein prinzipieller Einwand gegen das Markieren der konkav werdenden Seite ins Feld führen. Beim Krummwerden kommt zuweilen eine passive Verkürzung der konkaven Seite vor. Da aber diese Seite auch wachstumstätig ist, so ist der Fall nicht ausgeschlossen, daß die Wachstumsverlängerung gerade mit der passiven Verkürzung kompensiert werden kann.

KOHL versah die Stengel mit Tuschestrichen. Ich habe auf die Stengel Tuschepunkte[1]) angebracht. Die von mir benutzte Methode des Markierens hat gewisse Vorteile. Es lassen sich so dünne Tuschestriche schwerlich auftragen, wie die Teilstriche der Okularskala sind. Infolgedessen muß man beim Messen auf irgend ein Pünktchen des Tuschestriches einstellen, was bei der horizontalen Lage und dem relativ glatten Rand der Tuschestriche gewisse Schwierigkeiten bietet. Ungleich leichter kann man gute Tuschepunkte auftragen. Man benutze dazu einen feinen Pinsel oder besser ein zugespitztes Holzstäbchen[2]). Versieht man eine Stengelseite mit Tuschepunkten, so stellt man bei der Messung auf irgend einen besonders scharf konturierten Rand der Punkte ein. Hat man Messungen eines und desselben Stengels sukzessiv, insbesondere nach längeren Zwischenzeiträumen, auszuführen, so ist es ratsam, das mikroskopische Aussehen der Tuschepunktränder in groben Zügen zu skizzieren und auf der Skizze diejenige Stelle des Randes zu vermerken, auf welche die Einstellung geschah. Diese Kautele ist wohl der Mühe wert; sie hütet den Forscher vor dem etwaigen Zweifel, ob die fragliche Randstelle nicht inzwischen zufällig verwischt worden sei.

KOHL versah die Stengel mit den 2-*mm*-Tuschemarken. Bei

---

1) LUXBURG, Jahrb. wiss. Bot., 1905, Bd. 41, S. 20.

2) LUXBURG, a. a. O., S. 20.

mir betrugen diese Abstände etwas mehr, zuweilen sogar 4—5 mm. Solch eine Vergrößerung der Markenabstände hat zwar ihren Vorteil, ist aber auch nicht ganz einwandsfrei. Der Vorteil besteht darin, daß der betreffende absolute Zuwachs desto ansehnlicher wird, je größer die zu messende Strecke ist, was bei den uns interessierenden, überhaupt sehr langsam wachsenden basalen Stengelteilen von Wichtigkeit ist. Freilich könnte man dasselbe Resultat auch bei kleineren Markenabständen erzielen; man müßte nur stärkere Okjektive zu Hilfe nehmen. Hieraus würden aber neue Schwierigkeiten entstehen. Zunächst müßte man mehr Tuschemarken und Messungen machen. Sodann soll der zu messende Stengelteil bei der Benutzung starker Objektive fast absolut vertikal gestellt werden.

Es sei nun auch der oben angedeutete Einwand besprochen. Ist die Markenzone etwa 5 *mm* lang, so wird man den betreffenden Zuwachs als der ganzen Zone angehörig ansehen und die ganze Zone somit als wachsend betrachten müssen. Reicht nun die Krümmungsbasis gerade in diese Zone hinein, so wird man auch den Schluß ziehen müssen, daß die ausgewachsene Stengelregion nicht krümmungsfähig ist. Solch ein Schluß kann sich aber als falsch erweisen. Es wäre ja denkbar, daß z. B. nur die oberen 2 *mm* wachsen. Erstreckte sich nun die Krümmungsbasis gerade auf die unteren 3 *mm*, so würde sie faktisch schon in der ausgewachsenen Stengelregion liegen.

Der auseinandergesetzte Einwand scheint auf den ersten Blick schwerwiegend zu sein; tatsächlich hat er aber wenig Bedeutung. Die schnell wachsenden Stengelpartien gehen ja allmählich, wenigstens ununterbrochen, in die ausgewachsenen über. Infolgedessen kann sich das vorausgesetzte Verhältnis nur auf die unterste noch als wachsend notierte 5-*mm*-Markenzone beziehen. Es hieße also, daß die Krümmung sich auch auf die 2 *mm* lange ausgewachsene Stengelzone erstreckt. Selbstverständlich würde es ein Fehler sein, aber ein Fehler von sehr geringer Bedeutung. Die horizontal gebliebenen Stengelteile gehen ganz allmählich in die geotropisch gekrümmten über. Unter diesen Verhältnissen ist es ja überhaupt schwierig, den Anfangspunkt der Basis der vollendeten geotropischen Krümmung ganz genau zu bestimmen; ein Fehler von 1—2 *mm* kann hier immer vorkommen. Darum gebe ich weiterhin auch nicht den Punkt an, bis zu dem die Krümmung reicht, sondern die Markenzone, also eine etwa 3—5 *mm* betragende Strecke. Bedenkt man das, so wird man wohl zugestehen, daß auch der hervorgehobene Einwand fast hinfällig wird.

KOHL hat auf den Skizzen der Stengelkonturen die Krümmungsradien und dadurch auch die unterste Grenze der vollendeten Krümmung bestimmt. Ich habe von diesem Verfahren überhaupt Abstand genommen. Das Skizzieren der Stengel kann nicht schlechthin exakt sein. Die Gefahr liegt immer vor, daß man die vorhandene Krümmung unbewußt vergrößern oder verkleinern kann, wodurch bei der nachherigen Bestimmung der Krümmungsradien ein Fehler entstehen kann. Außerdem kann die Methode selbst der Bestimmung der untersten Grenze der Krümmungsbasis gute Resultate nicht liefern. Die Strecken, deren Krümmungsradius bestimmt werden soll, sind ja in unserem Falle sehr klein und sehr schwach gebogen. Unter diesen Umständen ist es ja immer möglich, daß man eine sehr schwach gebogene Strecke als gerade betrachtet, oder umgekehrt. Bei der Bestimmung der Krümmungsbasis verfuhr ich folgendermaßen. Der gekrümmte Stengel wurde so gestellt, daß die untersten Teile desselben vertikal waren. Dann habe ich den Stengel von unten an mit dem Horizontalmikroskop betrachtet. Unter diesen Umständen ließ sich diejenige Markenzone exakt genug bestimmen, in welcher die Krümmung eben beginnt. Freilich wird dabei die Krümmung durch das Gewicht der oberen gekrümmten Stengelteile etwas nach unten geschoben. Nachgewiesenermaßen ist aber der Fehler unbedeutend. Immerhin nahm ich noch eine andere korrigierende Methode zu Hilfe. So habe ich z. B. den Anfangspunkt der Krümmungsbasis durch das dichte Anlegen eines Lineals am Stengel in horizontaler und vertikaler Lage bestimmt. Im großen Ganzen ergaben die beiden Methoden gut übereinstimmende Resultate. Es sei trotzdem nochmals betont, daß meine Bestimmung des Anfangspunktes der Krümmungsbasis nur annähernd ist und sachgemäß sein kann.

Ich gehe jetzt zur eigentlichen Darstellung meiner Versuche über. Zunächst mögen einige erläuternde Details sowohl über den Plan der Versuche, als auch über die Anordnung der belegenden Tabellen folgen.

Jede Tabelle bezieht sich auf einen Versuch. Ein kräftig und gerade gewachsener Stengel wurde von der Spitze an bis zur Basis mit Tuschepunkten versehen. Nachher erfolgte die erste Messung; die Ergebnisse derselben befinden sich in der ersten vertikalen Kolonne der Tabelle. Die Zahlen bedeuten, wieviel Teilstriche der Okularskala die Abstände zwischen den Tuschepunkten enthalten. Da die Messung von oben nach unten geschah, so entsprechen die oberen Zahlen jeder Kolonne den Spitzenteilen des Stengels, die unteren dagegen der Basis desselben. Nach der ersten Messung stand der Stengel während des in den Tabellen angegebenen Zeitraumes vertikal. Dann folgte eine zweite Messung: ihre Ergebnisse sind in der zweiten Kolonne zu finden. Die Differenzen zwischen den betreffenden Zahlen der zweiten und ersten Kolonne sind in der dritten Kolonne angeführt; sie zeigen also die Wachstumsverteilung über den ganzen Stengel an. Nach der zweiten Messung wurde der Stengel horizontal gelegt, und er befand sich in dieser Lage längere, auch in den Tabellen angegebene, Zeit. Der gekrümmte Stengel wurde dann zum dritten Male gemessen: die vierte Kolonne zeigt die Resultate dieser Messung an. Die fünfte Kolonne enthält die Differenzen zwischen den betreffenden Zahlen der vierten und zweiten Kolonne; sie veranschaulicht somit die Wachstumsverteilung über den ganzen Stengel zum Schluß des Versuches. In einigen Versuchen wurde noch eine vierte und sogar eine fünfte Messung ausgeführt. Dies geschah dann, wenn die dritte Messung nach verhältnismäßig kurzem Zeitraum erfolgte. Dadurch wurde der Vorwurf widerlegt, daß der Krümmungsprozeß möglicherweise noch nicht abgeschlossen wäre und somit die Krümmung nicht ihre basalwärts gerichtete Wanderung vollendet hätte. Neben der fünften Kolonne verläuft ein ihr parallel gezogener Pfeil. Der Pfeil zeigt die Stengelteile an, welche geotropisch gekrümmt waren.

Auf Grund meiner Erfahrungen komme ich nun zu dem Schluß, daß die ausgewachsene Region des orthotropen Stengels an der geotropischen Krümmung nicht teilnimmt.

Die entgegengesetzte Behauptung KOHLs ist daher durch meine Versuche als widerlegt anzusehen.

Es fragt sich nun, wodurch der Irrtum KOHLs verursacht wurde.

Die Frage läßt sich nicht bestimmt beantworten. Immerhin ist die Wahrscheinlichkeit[1]) groß, daß die Hauptursache des Irrtums in dem Umstand liegt, daß KOHL seine Messungen nicht mikroskopisch ausführte. Wie aus den Tabellen ersichtlich, wachsen die Stengelteile dort, wo die Basis der geotropischen Krümmung lokalisiert ist, sehr langsam. Es handelt sich dabei um Zuwachse, welche während 20—24 Stunden 0,05—0,10 *mm* nicht übersteigen. Benutzt man zum Messen das Mikroskop nicht, so

---

1) Die Ungenauigkeit der KOHLschen Messungen wurde übrigens schon von **ROTHERT** (Biol. Zentralbl. 1895 Bd. XV p. 596) betont.

kann man selbstverständlich solche Zuwachse auch nicht konstatieren und wird dann die betreffenden Markenzonen als ausgewachsene ansehen.

Außerdem konnten auch andere Umstände den Irrtum KOHLs teilweise veranlassen, und zwar das Messen der konkaven Seite und die Methode, welche zur Bestimmung der untersten Grenze der Krümmungsbasis gebraucht wurde.

Zum Schluß der vorliegenden Notiz ergreife ich gerne die Gelegenheit, dem Herrn Geheimrat Prof. Dr. W. PFEFFER für seine Liebenswürdigkeit und die wertvollen Ratschläge meinen besten Dank zu sagen.

Odessa, d. 31. Dezember 1907.

Botanisches Laboratorium der Universität.

Belege[1]).

Versuch Nr. 1.

Ein Keimling von *Pisum sativum* ca. 2 Wochen alt. Ein Teilstrich der Skala = 0,072 *mm*.

Vertikal			Horizontal		
I. Messung	II. Messung	Zuwachse während 23 Stunden	III. Messung	Zuwachse während 9 Stunden	Krümmungsverteilung[2])
76	$111^{1}/_{2}$	$35^{1}/_{2}$	$119^{1}/_{2}$	8	↓
42	55	13	57	2	
$40^{1}/_{2}$	$48^{1}/_{2}$	8	50	$1^{1}/_{2}$	
38	42	4	42	0	
43	47	4	47	0	
40	40	0	40	0	
37	37	0	37	0	
46	46	0	46	0	
38	38	0	38	0	
$77^{1}/_{2}$	$77^{1}/_{2}$	0	$77^{1}/_{2}$	0	
$74^{1}/_{2}$	$74^{1}/_{2}$	0	$74^{1}/_{2}$	0	
82	82	0	82	0	

---

1) Insgesamt habe ich 18 Versuche angestellt. Da sie alle gut übereinstimmende Resultate ergaben, so folgen weiterhin nur einige ausgewählte Versuche.

2) Die Lage der Krümmungsbasis veränderte sich auch nach 24 Stunden nicht.

Versuch Nr. 2.

Ein Keimling von *Pisum sativum* ca. 2 Wochen alt. Ein Teilstrich = 0,072 *mm*.

Vertikal			Horizontal					
I. Messung	II. Messung	Zuwachse während 22 Stunden	III. Messung	Zuwachse während 8 Stunden	Krümmungsverteilung	IV. Messung	Zuwachse während 24 Stunden	Krümmungsverteilung
49	86½	37½	90½	4	↓	98	7½	↓
54	95	41	97	2		103	6	
39	65	26	66	1		68	2	
49	84	35	86½	2½		88	1½	
72	112½	40½	115½	3		115½	0	
73½	85	11½	85	0		85	0	
58	61	3	61	0		61	0	
84	86	2	86	0		86	0	
78	81	3	81	0		81	0	
82	84	2	84	0		84	0	
82	82	0	82	0		82	0	
79	79	0	79	0		79	0	
77	77	0	77	0		77	0	
69	69	0	69	0		69	0	

Versuch Nr. 3.

Ein Keimling von *Vicia Faba equina* ca. 4 Wochen alt. Ein Teilstrich = 0,072 *mm*.

Vertikal			Horizontal								
I. Messung	II. Messung	Zuwachse während 23 St.	III. Messung	Zuwachse während 25 St.	Krümmungsverteilung	IV. Messung	Zuwachse während 24 St.	Krümmungsverteilung	V. Messung	Zuwachse während 48 St.	Krümmungsverteilung
21½	24½	3	25½	1	↓	26	½	↓	26½	¼	↓
21	24½	3½	27½	3		28	½		29	1	
22	25	3	27	2		28	1		28	0	
30½	32½	2	34	1½		35½	1½		36	½	
50	58	8	63	5		65	2		67	2	
46	58	12	67	9		76½	9½		87	10½	
58	68½	10½	78	9½		82½	4½		85½	3	
48	52	4	55	3		57	2		57½	½	
77½	79	1½	79	0		80	1		80	0	
70	70	0	70	0		70	0		70	0	
77	77	0	77	0		77	0		77	0	
69	69	0	69	0		69	0		69	0	

Versuch Nr. 4.

Ein Keimling von *Phaseolus multiflorus* ca. 3 Wochen alt. Es wurde nur das vorhandene Hypokotyl markiert. Ein Teilstr. = 0,072 *mm*.

Vertikal			Horizontal					
I. Messung	II. Messung	Zuwachse während 22 Stunden	III. Messung	Zuwachse während 19 Stunden	Krümmungs-verteilung	IV. Messung	Zuwachse während 170 Stunden	Krümmungs-verteilung
$44^{1}/_{2}$	$69^{1}/_{2}$	25	82	$12^{1}/_{2}$	│	87	5	│
38	53	15	59	6	│	61	2	│
$36^{1}/_{2}$	$45^{1}/_{2}$	9	$50^{3}/_{4}$	$5^{1}/_{4}$	│	51	$^{1}/_{4}$	│
$46^{1}/_{2}$	56	$9^{1}/_{2}$	56	0	│	$56^{3}/_{4}$	$^{3}/_{4}$	│
$37^{1}/_{2}$	45	$7^{1}/_{2}$	$45^{1}/_{2}$	$^{1}/_{2}$	│	$45^{1}/_{2}$	0	│
$45^{1}/_{2}$	52	$6^{1}/_{2}$	53	1	│	53	0	│
86	93	7	93	0	↓	93	0	↓
$77^{1}/_{2}$	79	$1^{1}/_{2}$	79	0		79	0	
72	72	0	72	0		72	0	
$79^{1}/_{2}$	$79^{1}/_{2}$	0	$79^{1}/_{2}$	0		$79^{1}/_{2}$	0	
68	68	0	68	0		68	0	
74	74	0	74	0		74	0	

Versuch Nr. 5.

Ein Keimling von *Phaseolus multiflorus* ca. 3 Wochen alt. Es wurde nur das Epikotyl markiert. 1 Teilstrich = 0,072 *mm*.

Vertikal			Horizontal		
I. Messung	II Messung	Zuwachse während 6 Stunden	III. Messung	Zuwachse während 42 Stunden	Krümmungs-verteilung
$30^{1}/_{2}$	39	$8^{1}/_{2}$	100	61	│
31	$40^{1}/_{2}$	$9^{1}/_{2}$	78	$37^{1}/_{2}$	│
$32^{1}/_{2}$	42	$9^{1}/_{2}$	$67^{1}/_{2}$	$25^{1}/_{2}$	│
41	52	11	78	26	│
41	51	10	72	21	│
$42^{1}/_{2}$	$51^{1}/_{2}$	9	72	$20^{1}/_{2}$	│
52	61	9	$79^{1}/_{2}$	$18^{1}/_{2}$	│
55	64	9	76	12	│
60	69	9	79	10	│
78	88	10	96	8	│
65	$71^{1}/_{2}$	$6^{1}/_{2}$	74	$2^{1}/_{2}$	│
72	$73^{1}/_{2}$	$1^{1}/_{2}$	74	$^{1}/_{2}$	│
86	86	0	87	1	│
77	77	0	77	0	↓
83	83	0	83	0	
$94^{1}/_{2}$	$94^{1}/_{2}$	0	$94^{1}/_{2}$	0	

Versuch Nr. 6.

Ein Keimling von *Phaseolus multiflorus* ca. 3 Wochen alt. Es wurde nur das Epikotyl markiert. 1 Teilstrich = 0,072 *mm.*

Vertikal			Horizontal		
I. Messung	II Messung	Zuwachse während 6 Stunden	III Messung	Zuwachse während 42 Stunden	Krümmungsverteilung
36	47	11	77	30	
42½	53	10½	80½	27½	
38	47½	9½	68	20½	
37	46½	9½	63½	17	
45	55	10	68	13	
45½	54½	9	63	8½	
36½	42½	6	49	6½	
48½	55	6½	60	5	
43½	49	5½	50½	1½	
65½	69	3½	71	2	
70	71½	1½	73	1½	
64	64½	½	65	½	↓
77	77	0	77	0	
63	63	0	63	0	
68	68	0	68	0	
70	70	0	70	0	

Versuch Nr. 7.

Ein Keimling von *Ricinus communis* ca. 3 Wochen alt. Es wurde nur das vorhandene Hypokotyl markiert. 1 Teilstrich = 0,06 *mm.*

Vertikal			Horizontal		
I. Messung	II. Messung	Zuwachse während 23 Stunden	III. Messung	Zuwachse während 50 Stunden	Krümmungsverteilung[1]
80	83	3	87	4	
95	99	4	100	1	
51	52	1	53	1	
54	55½	1½	56½	1	
97	99	2	101	2	
91	92	1	94	2	
94	94	0	97	3	
94	94	0	95	1	
101	101	0	101½	½	
97½	97½	0	97½	0	
84	84	0	84	0	
98	98	0	98	0	
98	98	0	98	0	

---

[1] Nach der dritten Messung wurde der Stengel wieder in die horizontale Lage gebracht und befand sich so 6 Tage. Die Krümmung ist aber nicht weiter gegangen.

Versuch Nr. 8.

Ein Keimling von *Ricinus communis* ca. 5 Wochen alt Es wurde nur das vorhandene Hypokotyl markiert. 1 Teilstrich = 0,06 *mm*.

Vertikal			Horizontal		
I Messung	II. Messung	Zuwächse während 48 Stunden	III Messung	Zuwächse während 240 Stunden	Krümmungsverteilung
61	63	2	71	8	↓
75	78	3	82	4	
73	75	2	78	3	
79	80	1	82	2	
88	89	1	91	2	
80	80	0	82	2	
75	75	0	77	2	
78	78	0	79	1	
84	84	0	87	3	
76	76	0	76	0	
74	74	0	74	0	
90	90	0	90	0	
81	81	0	81	0	
80	80	0	80	0	
82	82	0	82	0	

2. M. Domaradsky: Zur Fruchtkörperentwicklung von Aspergillus Fischeri Wehmer.

(Vorläufige Mitteilung.)

(Eingegangen am 10. Januar 1908.)

Im Zentralblatt für Bakteriologie usw., Bd. XVIII, Abt. 2 (S. 390), beschrieb WEHMER eine neue fruchtkörperbildende *Aspergillus*spezies, welche er *Aspergillus Fischeri* genannt hat. Eine nähere Untersuchung dieses Pilzes, welche ich auf Anregung des Herrn Prof. ED. FISCHER unternommen habe, bot deshalb ein besonderes Interesse, weil bisher nur sehr wenige fruchtkörperbildende *Aspergillaceen* bekannt sind und erst in neuerer Zeit eine genaue Untersuchung des *A. herbariorum W.* mit Hilfe der modernen Mikrotomtechnik von FRASER und CHAMBERS[1]) ausgeführt wurde.

---

[1]) H. C. J. FRASER and H. S. CHAMBERS. The Morphology of *A. herbariorum*. Annales Mycologici 1907. N. 5.

Bei meinen Untersuchungen stellte es sich heraus, daß *A. Fischeri* in der Entstehung der Fruchtkörper und deren Aufbau von den bisher untersuchten anderen Arten mehr oder weniger abweicht. Im Folgenden teile ich die wichtigsten Punkte meiner Befunde mit, eine detailiertere Darstellung für später vorbehaltend.

Was die Beschaffenheit der Conidienträger, der reifen Fruchtkörper usw. anbelangt, so verweise ich auf die WEHMERsche Beschreibung, und will an dieser Stelle nur kurz auf die Entstehung der Fruchtkörper und deren weitere Entwicklung, sowie auf die Unterschiede gegenüber den bisher bekannten Formen eingehen.

Zunächst sei erwähnt, daß es mir gelungen ist, den Zusammenhang einer gekeimten Ascospore bzw. des aus ihr hervorgegangenen Mycels mit den Conidienträgern in einer Objektträgerkultur direkt unter dem Mikroskop festzustellen; damit ist die Zugehörigkeit der von WEHMER beschriebenen Conidienträger zu den Ascusfrüchten endgültig bewiesen.

Das ganze Mycel dieses Pilzes, die Primordialorgane, Asci und Ascosporen, die Conidien ausgenommen, sind hyalin; nur die reifen Fruchtkörper weisen eine gelbliche Färbung auf. Die Anlagen der Fruchtkörper entstehen gewöhnlich nesterweise in einem watteartigen Filz sehr dünner, wirr durcheinanderwachsender Hyphen, welche aus dem bedeutend dickeren strahlig vom Ausgangspunkte verlaufenden vegetativen Mycel ihren Ursprung nehmen.

Die Anlage und weitere Entwicklung der Fruchtkörper geht folgendermaßen vor sich: An einem Zweig des Mycels entsteht eine Hypheneinrollung, resp. -verknäuelung, in selteneren Fällen eine wohlausgeprägte Schraube, die allmählich an Dicke zunimmt und bald durch ihren Durchmesser, wie auch durch die stärkere Tingierbarkeit ihres dichteren Inhalts, sich von dem sie tragenden Mycel scharf unterscheidet; sie ist vielkernig und anfangs unseptiert. Später wird sie durch Querwände in einige mehrkernige Zellen gegliedert. Trotz Durchmusterung vieler Microtomschnitte, sowie zahlreicher frischer Präparate ist es mir nicht gelungen, ein dem Antheridium entsprechendes Organ nachzuweisen. Ich bin daher geneigt, ebenso wie das FRASER und CHAMBERS in den Fällen frühzeitiger Degeneration des Antheridiumzweiges bei *A. herbariorum*[1]) getan haben, anzunehmen, daß sich im Inneren der oben beschriebenen Hypheneinrollung ein Sexualakt abspielt, welcher in einer paarweisen Kernvereinigung besteht. Es sprechen für diese Annahme einige Beobachtungen, die ich an fixiertem Material gemacht habe.

---

1) FR. and CH. loc. cit. pag. 421.

Während bei *A. herbariorum* die Hüllhyphen unmittelbar aus der Traghyphe[1]), bei *A.* (*Sterigmatocystis*) *nidulans* aus der allernächsten Umgebung[2]) entspringen und immer die gleiche Dicke wie die „Schraube“ besitzen, finden wir in unserem Falle ein abweichendes Verhalten: Aus den umgebenden Mycelhyphen, und zwar z. T. aus größerer Entfernung, wachsen dünne Zweige gegen die „Schraube“ und bilden um diese herum ein sich mehr und mehr verdichtendes Geflecht, aus welchem schließlich die Peridie des Fruchtkörpers hervorgeht; einige dieser Zweige wachsen auch zwischen die Windungen der „Schraube“ hinein. In Fruchtkörpern, die schon junge Asci führen, sieht man solche Hyphen das Innere des Fruchtkörpers radial von der Peridie gegen das Zentrum durchziehen. Die Peridie des reifen Fruchtkörpers besteht aus einem dichten, stark tingierbaren Hyphengeflecht und ist nicht so ausgesprochen pseudoparenchymatisch, wie bei *A. herbariorum*.

Die Dauer der Fruchtkörperentwicklung bis zur vollständigen Reife der Ascosporen ist sehr verschieden. Sie hängt hauptsächlich von der Temperatur, sowie von der Zusammensetzung des Nährsubstrates ab; bei Zimmertemperatur nehmen diese Vorgänge gewöhnlich 3—4 Wochen in Anspruch.

Einen Sklerotienzustand oder zeitweiligen Stillstand in der Weiterentwicklung der Fruchtkörper habe ich nicht beobachtet.

3. Friedrich Hildebrand: Über weitere zygomorphe Blüten einer Knollenbegonie.

(Mit einem Holzschnitt.)

(Eingegangen am 11. Januar 1908.)

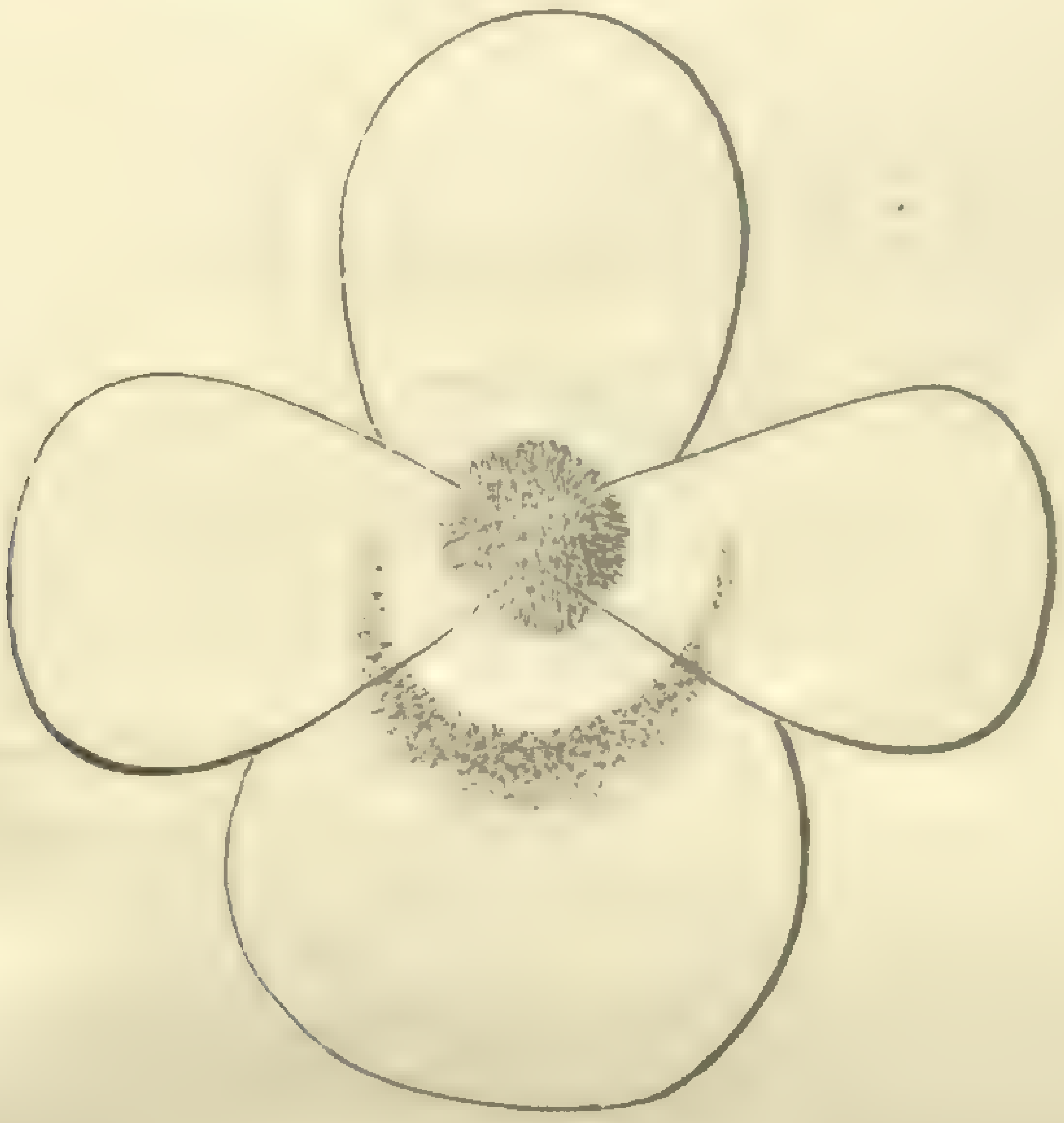
Als ich im Jahre 1906 in diesen Berichten S. 558 drei zygomorphe männliche Blüten beschrieb, welche ich im Herbst jenes Jahres an einer buschig wachsenden, nicht mit einer Knolle versehenen Begonie beobachtet hatte, da hatte ich es nicht im Ge-

---

1) FR. and CH. loc. cit. pag. 421.

2) Ed. EIDAM, Zur Kenntnis der Entwicklung bei den Ascomyceten III *Sterigmatocystis nidulans*. COHNs Beiträge z. Biol. d. Pfl., 1883, Bd. III, S. 392.

dächtnis, daß ich schon mehrere Jahre vorher, nämlich im Jahre 1903, auch an einer Knollenbegonie zygomorphe männliche Blüten beobachtet hatte, worüber ich erst jetzt die Notizen und Zeichnungen bei Durchsicht meiner im Laufe längerer Zeiten gemachten Beobachtungen vorgefunden habe. Da nun solche Fälle von Bildung zygomorpher Blüten anstatt aktinomorpher bekanntlich nur höchst selten vorkommen, so will ich die vorliegenden Fälle unter Beifügung einer Abbildung hier kurz beschreiben, zumal dieselben auch dadurch von Interesse sein dürften, daß hier nicht nur eine durch die Gestalt der Blütenblätter hervorgebrachte Zygomorphie sich zeigte, sondern daß diese auch durch eine gewisse Färbung der Blütenblätter hervorgebracht war.



Was zuerst die Zygomorphie in der Gestalt der Blüten angeht, so war diese dadurch bewirkt, daß in den mit den Flächen ihrer vier Blütenblätter nicht ganz senkrecht stehenden männlichen Blüten, von den beiden äußeren Blättern das obere, wie die Abbildung zeigt, bedeutend schmäler und auch kürzer war, als das nach unten stehende, während die beiden inneren Blätter dadurch die Zygomorphie hervorbrachten, daß ihre dem kleineren, oberen Blütenblatt zuliegenden Teile ein wenig kleiner waren, als die dem unteren, größeren Blatte zuliegenden. Um die Ungleichheit dieser beiden Teile deutlicher zu machen, sind dieselben in der beifolgenden Abbildung durch eine feine Querlinie getrennt[1]).

Neben dieser nicht stark hervortretenden Zygomorphie der Gestalt bei den in Rede stehenden Blüten war aber nun viel auffälliger die Zygomorphie durch eine gewisse Zeichnung hervorgebracht, ohne welche ich kaum auf die schwache Zygomorphie in der Gestalt aufmerksam geworden wäre. Alle vier Blütenblätter waren am Rande hellrosa gefärbt, und dieses helle Rosa ging nach dem Grunde derselben allmählich in reines Weiß über, was auf der beifolgenden Abbildung nicht angedeutet worden ist. Dort nun, wo das Weiß ungefähr begann, hatte das untere, größere Blütenblatt eine Zone brauner, sehr kleiner Fleckchen, welche sich nach dem reinen Weiß des Blattgrundes zu scharf abgrenzte, nach dem Rosa des Blattrandes zu sich allmählich verlor. Diese braune Zeichnung setzte sich dann auf die unteren beiden Hälften der beiden seitlichen, inneren Blütenblätter fort und lief hier in zwei Spitzen aus, so daß die braune Zeichnung in ihrer Gesamtheit eine, wie die Abbildung zeigt, halbmondförmige Gestalt hatte. Mit unbewaffnetem Auge betrachtet waren die braunen Pünktchen kleiner, als es die Abbildung zeigt und erschienen mehr miteinander verschwommen; unter dem Mikroskop zeigten sie sich aber deutlich voneinander getrennt, und es ergab sich bei dieser Beobachtung, daß die braune Farbe dieser Fleckchen nicht etwa durch einen braun gefärbten Inhalt der Zellen hervorgebracht war, sondern durch die braune Färbung der Zellmembranen. Aus letzterem Umstande konnte man nun vermuten, daß diese braune Färbung vielleicht durch Verletzung oder Erkrankung und dadurch bewirkte Abtrocknung der Zellen und ihrer Wände hervorgebracht worden sei; bei einem solchen Erklärungsversuch würde aber dann doch noch immer die durch die braunen Flecken hervorgebrachte ganz regelmäßige, halbmondförmige Zone sehr merkwürdig und unerklärlich sein.

---

[1]) Diese Linie ist durch ein Versehen des Xylographen weggeblieben.

Um zu erproben, ob die soeben besprochene Zeichnung der Blütenblätter an der betreffenden Pflanze sich in den folgenden Jahren wieder zeigen würde, bezeichnete ich im Herbst deren Knolle genau; an den Blüten der folgenden 4 Jahre war aber nichts von der Zygomorphie der männlichen Blüten, weder in deren Gestalt, noch deren Farbe, zu bemerken, so daß ich an der Richtigkeit meiner früheren Beobachtungen einen Zweifel würde aufkommen lassen können, wenn ich nicht dieselben seinerzeit genau aufgezeichnet gehabt hätte.

Daß ich die oben angeführten zygomorphen Blüten einer anderen Begonie nicht wieder im letzten Herbst beobachtete und hierüber Bericht erstatten kann, liegt daran, daß die betreffende, durch Stecklinge vermehrte Pflanze bei dem sehr ungünstigen Wetter nicht zum Blühen kam; aber wenn dies auch geschehen wäre, so würden sich aller Wahrscheinlichkeit nach die früher beschriebenen zygomorphen männlichen Blüten nicht wieder gezeigt haben.

Wenn derartige Fälle, wie der im vorstehenden beschriebene, nicht zu den allergrößten Seltenheiten gehörten[1], so würden sie wohl schon öfter beobachtet und besprochen worden sein: dieser Umstand mag es entschuldigen, daß ich auf diesen Gegenstand noch einmal zurückgekommen bin.

4. Friedrich Hildebrand: Über Versuche zur Bildung von Pfropfbastarden bei Oxalis crassicaulis.

(Mit 2 Holzschnitten.)

(Eingegangen am 11. Januar 1908.)

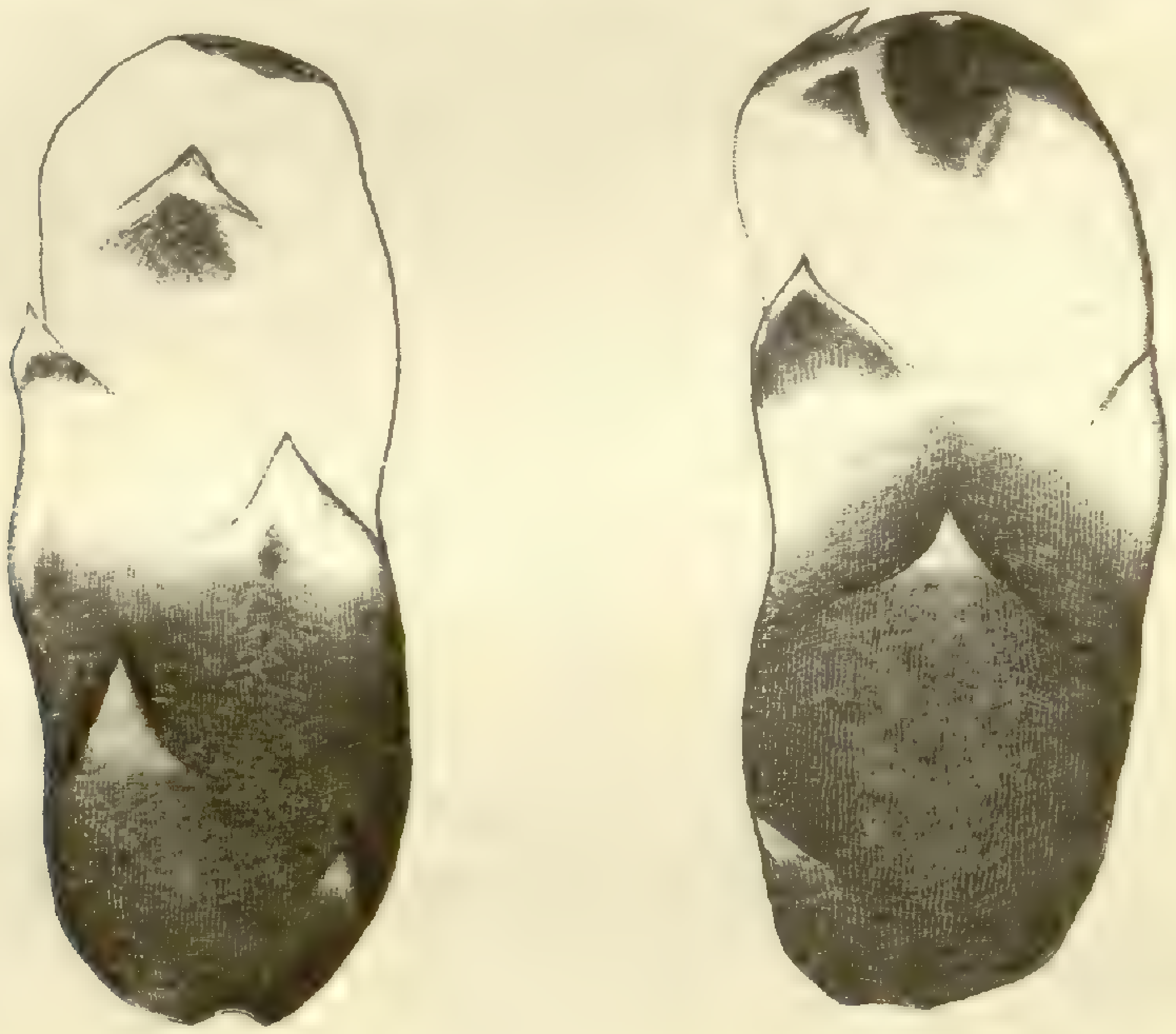
Oxalis crassicaulis bildet zum Herbst unterirdische Fortpflanzungskörper, welche äußerlich Knollen ziemlich ähnlich sind, in Wirklichkeit aber ein Mittelding zwischen Knollen und Zwiebeln darstellen. Ich nannte diese Gebilde daher (Die Lebensverhältnisse der Oxalisarten, S. 29) Zwiebelknollen und zeigte, daß die Hauptmasse dieser Körper aus fleischigen Blättern gebildet ist, welche einer fleischigen Achse, dem geringeren Teil der ganzen Bildung ansitzen. Daß hier wirklich eine Mittelbildung zwischen Knollen und Zwiebeln vorliegt, und die Körper nicht einfach als Knollen zu bezeichnen sind, dürfte klar aus den l. c. auf Tafel III, Fig. 12 bis 16, gegebenen Abbildungen hervorgehen, und es erscheint überflüssig, hierfür noch eine weitere Begründung zu geben.

Von der genannten Oxalisart finden sich nun in den botanischen Gärten — vielfach unter dem unrichtigen Namen *Oxalis crenata*, welche Art wirkliche Zwiebeln besitzt — drei in bezug auf die Farbe der Zwiebelknollen verschiedene Sorten in Kultur: bei der einen sind die Zwiebelknollen weiß, bei der anderen gelb und bei der dritten dunkelkarminrot gefärbt. Ob hier nun drei verschiedene Arten von *Oxalis* vorliegen, muß ich dahingestellt sein lassen; die etwas verschiedene Form der Zwiebelknollen spricht einigermaßen dafür; doch ist dies nicht entscheidend, da ja auch bei den Kartoffeln die Knollen sehr verschiedene Farbe und Form haben.

---

[1] Ich beschrieb einen hierher gehörigen Fall von einer Fuchsiablüte im bot. Zentralblatt, 1899, Nr. 6—7.

Es erschienen mir nun schon vor längerer Zeit diese Zwiebelknollen geeignete Objekte zu sein, um mit ihnen Versuche zur Bildung von Pfropfbastarden zu machen, und ich leitete daher mehrere Frühjahre hintereinander darauf hinauszielende Experimente ein, deren verschiedene Art ich nur ganz kurz anführen möchte, da sie alle resultatlos blieben. Ich setzte nämlich entweder Augen von Zwiebelknollen der einen Farbe in die der anders gefärbten Zwiebelknollen ein; oder ich schnitt junge Sprosse der Länge nach durch und band dann die Schnittflächen verschiedenfarbiger Sorten aneinander. Nur selten fand ich hierauf, daß die beiden miteinander vereinigten Teile so fest aneinander hafteten, daß hier wirklich eine Verwachsung zustande gekommen zu sein schien; wenn aber auch letzteres vielleicht manchmal wirklich der Fall war, so bildeten sich dann doch immer an den betreffenden Teilen später Zwiebelknollen der einen oder anderen Farbe aus, niemals zeigte sich eine Vereinigung der beiden Farben; es war also keine Bastardierung eingetreten, so daß ich schon ganz die Hoffnung aufgab, einen Erfolg von meinen vielen, zeitraubenden Bemühungen zu haben.



Um so überraschender war mir daher das Erscheinen eines Gebildes, welches in den beistehenden beiden Abbildungen von zwei entgegengesetzten Seiten dargestellt ist, an welchen die dunklen Stellen die rote Farbe des Gebildes darstellen sollen, die hellen die gelbe. Im Frühjahr 1890 hatte ich nämlich die Augen von roten Zwiebelknollen in gelbgefärbte Zwiebelknollen eingesetzt, die so behandelten Pflanzen in geräumigen Töpfen kultiviert und hierauf im Laufe des Sommers genau darauf geachtet, alle Triebe, welche sich etwa aus den gelben Zwiebelknollen, der Unterlage, entwickelten, zu entfernen, so daß also die über die Erde tretenden Sprosse nur aus dem eingesetzten Pfropfreis sich gebildet hatten. Als ich nun im Winter die Töpfe umstülpte, fand ich in allen nur rote, den eingesetzten Pfropfreisern entsprechende Zwiebelknollen vor; nur eine Ausnahme zeigte sich in dem oben dargestellten Gebilde. Der untere Teil desselben war dunkelkarmin gefärbt, nur die Spitzen der Schuppen gelb, während an dem oberen Teil auf gelbem Grunde nur unterhalb der gelben Schuppenspitzen ein roter Fleck sich fand. Diese höchst interessante Bildung, welche ich sogleich zeichnete, schien nun also wirklich ein Pfropfbastard zu sein, und ich gab mich der Hoffnung hin, aus derselben Pflanzen erzielen zu können, welche weiter diese Pfropfbastardnatur erkennen lassen sollten. Leider wurde aber meine Hoffnung vereitelt, denn als ich nach einigen Wochen die im Topfe belassene bunte Zwiebelknolle zur nochmaligen Beobachtung hervorholte, da hatte sie begonnen zu faulen, und alle nun sogleich getroffenen Vorkehrungen, sie zu retten, waren vergeblich; auch kein einziges ihrer Augen ließ sich erhalten.

So war ich denn darauf angewiesen, die Versuche zu wiederholen, was ich nun auch mehrere Frühjahre hintereinander tat, aber jedesmal ohne Erfolg, so daß ich es nunmehr aufgegeben habe, auf einen solchen zu hoffen und es für angezeigt halte, jetzt das Vorstehende zur allgemeinen Kenntnis zu bringen, wodurch vielleicht der eine oder andere veranlaßt werden könnte, meine Versuche in erweitertem Maßstabe zu wiederholen. Ob dies aber von Erfolg gekrönt sein wird, erscheint mir sehr fraglich; es wird hier wohl ebenso sein, wie bei der Erzeugung des Pfropfbastardes *Cytisus Adami* und heißen: einmal und nicht wieder.

Jener Pfropfbastard wird ja vielfach als solcher angezweifelt, und so wird man auch wohl versuchen, die im Vorstehenden beschriebene Bildung, als durch Pfropfbastardierung entstanden, in Frage zu stellen. Man kann sich ja aber heutzutage die Möglichkeit des Vorkommens von Pfropfbastarden leichter vorstellen als früher, wenn man bedenkt, daß nicht nur sexuell verschiedene Zellkerne sich miteinander vereinigen können, sondern daß auch die Kerne rein vegetativer Zellen die Fähigkeit haben, miteinander zu verschmelzen und hierdurch Veranlassung zu einer Mittelbildung zwischen den beiden verschiedenen Pflanzen zu geben, von welchen sie entstammten.

5. G. Haberlandt: Über den Einfluss des Schüttelns auf die Perzeption des geotropischen Reizes.

(Eingegangen am 20. Januar 1908.)

In zwei früheren Arbeiten[1]) habe ich gezeigt, daß durch ein rasches Schütteln resp. Stoßen eines in der geotropischen Reizlage befindlichen Organs die Präsentations- und Reaktionszeit bedeutend verkürzt wird. Da dieser Einfluß des Schüttelns, soweit es sich um die Reaktionszeit handelt, nur dann zu beobachten ist, wenn sich das parallelotrope Organ in horizontaler Stellung d. i. in der Reizlage befindet, nicht aber dann, wenn es in der geotropischen Gleichgewichtslage geschüttelt wird, so kann der Erfolg des Schüttelns nur auf einer Steigerung der Reizintensität beruhen. Aus diesem Grunde stellt das Ergebnis der von mir angestellten Schüttelversuche eine bemerkenswerte Stütze der Statolithentheorie dar.

Unabhängig von mir hat auch FR. DARWIN[2]) derartige Versuche angestellt, wobei er als Schüttelapparat eine auf elektrischem Wege in Schwingungen versetzte Stimmgabel benützte. Er konstatierte gleichfalls eine sehr ansehnliche Beschleunigung der geotropischen Krümmung.

Im vorigen Jahre hat H. BACH[3]) die Schüttelversuche mit einem Apparate, der dem meinigen ähnlich ist, wiederholt; das Gesamtergebnis war aber ein negatives: BACH findet, „daß Schütteln mit oder ohne Stöße ohne jeglichen Einfluß auf die Länge der Präsentations- und Reaktionszeit ist“. Vorsichtigerweise fügt er aber hinzu (l. c. S. 113), daß dieser gegenteilige Ausfall seiner Versuche natürlich keinen Beweis gegen die Statolithentheorie bilden könne. Immerhin müssen aber die Versuchsergebnisse BACHs den Gegnern dieser Theorie willkommen sein. KNIEP begrüßt sie, ihre Exaktheit hervorhebend, in der Botanischen Zeitung (1907 S. 388) mit den Worten: „Damit ist eine wichtige experimentelle Stütze der Statolithentheorie gefallen“ [1]). In derselben Nummer der Bot. Ztg. (S. 389) behauptet auch FITTING, unter dessen Leitung BACH seine Arbeit ausgeführt hat, daß damit die Bedeutungslosigkeit des Schüttelns für die geotropische Perzeption „überzeugend“ dargetan wurde.

---

[1]) G. HABERLANDT, Zur Statolithentheorie des Geotropismus, Jahrb. f. wiss. Bot. 38, S. 489 ff.; Bemerkungen zur Statolithentheorie, ebenda, 42. B. S. 344 ff.

[2]) FR. DARWIN, The Statolith-theory of Geotropism, Proc. of the Roy. Soc. Vol. 71, 1903,

[3]) H. BACH, Über die Abhängigkeit der geotropischen Präsentations- und Reaktionszeit von verschiedenen äußeren Faktoren, Jahrb. f. wiss. Bot. 44. B. 1907, S. 95 ff.

Wir wollen nun sehen, wie es mit der Beweiskraft der BACHschen Versuche bestellt ist.

In der Einleitung zur Besprechung seiner Schüttelversuche (l. c. S. 95) gibt BACH an, daß er mit einer vorgefaßten Meinung an die Versuche herantrat. Er zweifelte von vornherein an der Richtigkeit der von mir erzielten Resultate, da er bei Zentrifugalversuchen keine Abkürzung der Reaktionszeit beobachten konnte, wenn die Fliehkräfte größer waren als 1 *g*, und weil nach NOLL[2]) die stoßweise Reizung im Prinzip von der Zentrifugalwirkung nicht verschieden sei. Nun hat aber BACH bei seinen Zentrifugalversuchen nur Keimsprosse von *Vicia faba* benützt; es ist natürlich unstatthaft, die so erhaltenen Resultate zu verallgemeinern und anzunehmen, daß sich auch die Stengel anderer Pflanzen, sowie auch die Wurzeln so verhalten müssen. Zur Widerlegung der gegenteiligen Versuchsergebnisse CZAPEKs wären ausgedehntere Versuche und zwar vor allem mit den von CZAPEK benützten Objekten notwendig gewesen.

Wenn ferner BACH ohne weiteres die Annahme NOLLs akzeptiert, daß die stoßweise Reizung prinzipiell von der Zentrifugalwirkung nicht verschieden sei und wenn er auf S. 113 geradezu von den „durch das Schütteln erzeugten Zentrifugalkräften“ spricht, so ist das sowohl vom physikalischen wie vom physiologischen Standpunkte aus unrichtig. Bei der Zentrifugalwirkung handelt es sich um einen konstanten Zug resp. Druck, bei den Schüttelversuchen dagegen um intermittierende Stöße resp. Druckkräfte. Diese Verschiedenheit der mechanischen Inanspruchnahme zu ignorieren, wäre, wie schon die Ranken lehren, vollkommen unzulässig.

Der von BACH benutzte Schüttelapparat ist nur in der auf S. 104 beschriebenen Modifikation geeignet, eine unbedingt stoßweise Reizung der Versuchsobjekte herbeizuführen. Ob die auf

---

[1]) Daß BACH die Versuchsergebnisse von FR. DARWIN nur bemängelt, nicht aber wiederholt, geschweige denn widerlegt hat, wird von KNIEP mit Stillschweigen übergangen.

[2]) Bot. Ztg. 1903, S. 135.

S. 97 erwähnte federnde Schraube hinreicht, um scharfe Stöße zu erzielen, ist mir zweifelhaft.

Während in meinen Versuchen die Stoßhöhe meist nur Bruchteile eines Millimeters betrug (l. c. S. 491), kehren in fast allen Tabellen BACHs Stoßhöhen (Amplituden) von 1—15 *mm* wieder[1]. Ja selbst solche von 20 und 40 *mm* wurden zuweilen angewendet. Wenn man die Versuchsobjekte so hoch emporschleudert, darf man sich nicht wundern, wenn Schockwirkungen eintreten. BACH gibt selbst zu, „daß die Versuchspflanzen während des Schüttelns bei den großen Amplituden ziemlich starke Schwingungen machten“. Um sie zu vermeiden, wurden die Reagenzgläschen mit den abgeschnittenen Sprossen in weitere Reagenzgläser eingeschoben und darin befestigt. Über die in Töpfen befindlichen Keimlinge von *Vicia faba* wurden Glasröhrchen geschoben, oder die abgeschnittenen Sprosse wurden „auf einem Brettchen so befestigt, daß sie mit der beim Schütteln nach unten gerichteten Seite einem festen Widerlager aus Kork anlagen.“ Daß auf diese Weise die Vermeidung starker Schwingungen mit einem fortwährenden Anprallen der Sprosse an die Glaswände und Korklager resp. mit einer starken Verbiegung der die Ausspreizung bewirkenden Blüten- und Fruchtstiele *(Capsella, Sisymbrium)* verbunden ist, hat BACH unberücksichtigt gelassen.

Die schädigende Wirkung zu großer Stoßhöhen ist in den BACHschen Versuchen noch dadurch verstärkt worden, daß er die Versuchspflanzen häufig zu lange, 15—20 Minuten lang, geschüttelt hat[2]. Bei meinen Versuchen dauerte das Schütteln, wenn es rasch erfolgte, immer nur 3—10 Minuten. Zu bemängeln ist ferner, daß BACH in den meisten Tabellen keine Angaben über die Zahl der Stöße pro Sekunde mitteilt. Auf S. 100 sagt er ganz im allgemeinen, daß sie, wenn nichts besonderes angegeben. ca. 4 bis 8 betragen habe. Da es aber durchaus nicht alles eins sein kann, ob man die Versuchspflanzen das eine Mal doppelt so rasch schüttelt als ein anderes Mal, so leidet durch eine solche summarische Angabe die Vergleichbarkeit der Daten in hohem Grade.

In allen Tabellen, welche sich auf die Reaktionszeit beziehen, wird diese bis auf eine Minute genau angegeben. Es handelt sich dabei immer um Durchschnittswerte, die auf Grund der Beobachtung einiger weniger (2—6, selten mehr) Versuchspflanzen berechnet wurden. Nun gibt BACH auf S. 99 an, daß „Eintritt und Verlauf der Krümmung in der kritischen Zeit immer von 10 zu 10 Minuten, in manchen Fällen auch von 5 zu 5 Minuten, kontrolliert wurden“. Es bedarf sonach keiner näheren Ausführung, daß es bei so langen Beobachtungsintervallen keinen Sinn hat, Reaktionszeiten von 41, 37, 28, 57 Minuten usw. in die Tabellen einzustellen. Es ist dies ein grober methodischer Fehler, der allein schon ausreicht, um die BACHschen Tabellen fast vollständig zu entwerten.

---

[1] So beträgt z. B. in der Tabelle 42 (S. 100) die Stoßhöhe einmal $^1/_2$ *mm*, dreimal 2 *mm*, einmal 10 *mm* und siebenmal 15 *mm*.

[2] Vgl z. B. Tabelle 42, 43, 44, 45, 48, 49.

Besonders befremdend ist auch die Art und Weise, wie BACH seine Tabellen, die Reaktionszeit betreffend, zusammenstellt. In ein und derselben Tabelle werden behufs der Berechnung von Durchschnittszahlen die Ergebnisse von Einzelversuchen untergebracht, bei denen die Stoßhöhen (Amplituden) von 0,5—15 *mm*, 0,2—3 *mm*, 5—20 *mm* usw. schwankten und die Dauer des Schüttelns 5—20 Minuten betrug. So werden natürlich ganz ungleichwertige Versuchsergebnisse zusammengestellt, die Unterschiede zwischen den einzelnen Versuchsreihen heben sich gegenseitig auf und das Endergebnis ist, daß im Mittel die Reaktionszeiten der geschüttelten und der nicht geschüttelten Pflanzen ungefähr gleich lang sind. Die Einflußlosigkeit des Schüttelns ist zahlenmäßig „bewiesen“.

Wenn man die BACHschen Tabellen genauer durchsieht, so kommt man immer wieder darauf, daß auch seine Versuche die Beeinflussung der Reaktionszeit durch das Schütteln mehr oder minder deutlich erkennen lassen. Als Beispiel will ich seine Tabelle 45 (S. 101), die sich auf die Keimsprosse von *Phaseolus multiflorus* bezieht, reproduzieren und besprechen.

Amplitude	Dauer des Schüttelns Min.	Reaktionszeit der Geschüttelten Min.	Reaktionszeit der Kontrollpflanzen Min.
3	5	41 (3)	48 (3)
3	20	36 (3)	33 (2)
15	5	41 (3)	41 (3)
15	5	37 (4)	54 (3)
20	5	28 (3)	41 (2)
15	10.	56 (2)	56 (2)
15	20	57 (3)	46 (2)
		Mittel 41 (21)	46 (17)

In dieser Tabelle fällt sofort auf, daß jedesmal, wenn das Schütteln nur 5 Minuten lang dauerte, die Reaktionszeit der geschüttelten Pflanzen ansehnlich kürzer war, als die der Kontrollpflanzen. Nur beim dritten Versuch zeigte sich kein Unterschied.

Die Reaktionszeit betrug für die ersteren im Mittel 37, für die letzteren 46 Minuten. Wenn dagegen 20 Minuten lang geschüttelt wurde, verhielt sich die Sache umgekehrt. Die Reaktionszeit der geschüttelten Pflanzen betrug 46 Minuten, die der Kontrollpflanzen nur 39 Minuten. Bei 10 Minuten langem Schütteln war kein Unterschied bemerkbar. Statt nun der Sache näher nachzugehen und durch weitere Versuche den Einfluß der Dauer des Schüttelns festzustellen, werden alle Versuche kritiklos zusammengestellt und als Mittel der Reaktionszeit für die geschüttelten Pflanzen 41 Minuten, für die nicht geschüttelten 46 Minuten berechnet. Die kürzere Reaktionszeit der geschüttelten Pflanzen kommt also trotzdem noch immer zur Geltung. BACH hilft sich darüber mit der Bemerkung hinweg, daß *Phaseolus*-Keimlinge für derartige Versuche ein ungünstiges Material seien.

Unter diesen Umständen wird man begreifen, daß ich meine Angaben betreffs der Abkürzung der geotropischen Reaktionszeit durch das Schütteln in der Horizontallage auch ohne ausgedehntere neue Versuche vollkommen aufrecht erhalte. Nur mit den Keimwurzeln von *Vicia faba* und den Keimblattscheiden von *Avena sativa* habe ich in gleicher Weise wie früher neuerdings Schüttelversuche angestellt, die meine früheren Resultate vollkommen bestätigten. Ich halte es daher für überflüssig, näher darauf einzugehen.

Was die Beeinflussung der Präsentationszeit durch das Schütteln betrifft, so hat BACH gleichfalls keinen Unterschied im Verhalten der geschüttelten und der nicht geschüttelten Versuchsobjekte beobachtet. Da aber BACH Stoßhöhen bis zu 15 *mm*, ja 40 *mm* angewendet hat, so kann ich seinen Versuchen schon aus diesem Grunde keine Beweiskraft zuerkennen. Übrigens fällt auf, daß BACH für die geschüttelten Pflanzen ähnliche Präsentationszeiten gefunden hat wie ich, während er für die nicht geschüttelten Kontrollpflanzen viel kürzere Präsentationszeiten ermittelte. Das hängt wenigstens zum Teile wahrscheinlich damit zusammen, wie BACH die Präsentationszeit bestimmt hat. (Vgl. S. 61.) Er brachte die (nicht geschüttelten) Pflanzen in der Horizontallage auf den Klinostaten und ließ dann nach Ablauf der gewünschten Induktionszeit die kontinuierliche Drehung beginnen. Indem so die Pflanzen allmählich aus der ursprünglichen Reizlage herauskommen, wird die Induktionszeit unabsichtlich etwas verlängert; das kann aber zu einer Fehlerquelle werden, wenn die Präsentationszeit ohnehin schon kurz ist. Sie kann dann noch kürzer erscheinen, als sie es wirklich ist. Die geschüttelten Pflanzen aber kamen gewiß nicht in genau der gleichen Orientierung, die sie während des Schüttelns einnahmen, auf den Klinostaten. Vielleicht ist es für den Reizerfolg überhaupt nicht gleichgültig, ob die Versuchsobjekte nach der Induktion allmählich oder plötzlich in eine andere Lage gebracht werden.

Um die Präsentationszeit ruhig in der Horizontallage aufgestellter Keimwurzeln von *Vicia faba* zu bestimmen, brachte ich die Keimlinge nach der Induktion in um 180° gedrehter Stellung auf den Klinostaten, wo sie in der Stunde vier Umdrehungen machten. Bei einer Temperatur von 17—19° C betrug die Präsentationszeit 15 - 20 Minuten, also mehr als BACH (6 Minuten) und viel weniger als seinerzeit CZAPEK (50 Minuten) gefunden haben. Die Präsentationszeit der geschüttelten Keimwurzeln bestimmte ich bei meinen früheren Versuchen zu ca. 5 Minuten. Der Unterschied zwischen den Präsentationszeiten geschüttelter und nicht geschüttelter Keimwurzeln ist also noch immer groß genug.

Unter den Tabellen BACHs, die sich auf die Präsentationszeit beziehen, befindet sich eine, die in sehr deutlicher Weise den begünstigenden Einfluß des Schüttelns auf den Eintritt der geotropischen Reaktion erkennen läßt. Es ist dies die Tabelle 52 (p. 109); die Versuchsobjekte waren Blütensprosse von *Capsella*.

Stoßhöhe 2—15 *mm*. Zahl der Stöße pro Sekunde 6—10.

Dauer der Induktionszeit	20	15	5	4	3	2	1½ Min.
Zahl der geprüften geschüttelten (Kontroll-) Pflanzen	8 (12)	9 (10)	44 (46)	5 (6)	15 (28)	4 (30)	 (5)
Zahl der gekümmten geschüttelten (Kontroll-) Pflanzen	8 (12)	9 (10)	41 (36)	5 (4)	13 (22)	4 (21)	 (2)

Präsentationszeit der geschüttelten (Kontroll-)Pflanzen: unter 3 Minuten.

Vergleicht man diese Zahlen, so findet man folgendes: Nach einer Induktionszeit von 20 und 15 Minuten krümmten sich alle geschüttelten und Kontrollpflanzen. Nach einer Induktionszeit von nur 5, 4, 3 und 2 Minuten krümmte sich immer eine relativ größere Anzahl der geschüttelten Pflanzen. Nach 5 Minuten langer Induktion krümmten sich von 44 geschüttelten 41, von 46 nicht geschüttelten nur 36. Nach 4 Minuten langer Induktion krümmten sich alle 5 geschüttelten, von den 6 nicht geschüttelten nur 4. Ähnliches gilt für die 3 und 2 Minuten lange Induktionszeit. Der begünstigende Einfluß des Schüttelns ist also unverkennbar; BACH ist er allerdings vollständig entgangen.

Zum Schluß will ich noch in Kürze auf ein theoretisches Bedenken eingehen, das K. LINSBAUER[1]) gegen die Verwertung der Schüttelversuche geäußert hat. Er sagt: „Diese Experimente beweisen höchstens, daß das sensible Plasma den von den Stärkekörnern ausgeübten Stoß perzipiert, daß aber auch der statische Druck dieser Körner perzipiert wird, folgt daraus keineswegs.“ Er meint offenbar, daß, weil „die auf Stoß- oder Tastreizung reagierenden Pflanzenorgane durch statischen Druck nicht gereizt werden,“ die geotropischen Organe sich ebenso verhalten müßten. Er übersieht dabei, daß ich bereits in einer früheren Arbeit[2]) gezeigt habe, daß die geotropische Reizung resp. Krümmung auch bei zitterfreier Aufstellung in gewohnter Weise vor sich geht, daß also, wenn überhaupt die geotropische Reizung auf Druckwirkungen beruht, ein statischer, oder besser gesagt konstanter Druck als Reiz empfunden wird. Das ist keine „unbewiesene Hypothese,“ sondern eine experimentell festgestellte Tatsache. Ein Gegensatz zwischen Reizung durch Stoß und Reizung durch konstanten Druck, den LINSBAUER mißverständlicherweise aufstellt, existiert für die Statolithentheorie gar nicht; es handelt sich dabei vielmehr nur um graduelle Unterschiede: sinken die Stärkekörner, wie das bei gleichmäßig konstantem Druck der Fall ist, langsam in die sensible Plasmahaut ein, gehen also die lokalen Deformationen derselben allmählich vor sich, so ist die Reizintensität eine geringere, als wenn beim Schütteln die Stärkekörner rascher in die sensiblen Plasmahäute getrieben werden (vgl. l. c. S. 498), die Deformationen also schneller vor sich gehen und wohl auch ausgiebiger sind. Es handelt sich aber dabei durchaus nur um einerlei Art von Reizung.

Nach all dem muß ich sowohl das Tatsachenergebnis meiner Schüttelversuche, wie auch seine Interpretation in vollem Umfange aufrecht erhalten.

---

1) K. LINSBAUER, Über Wachstum und Geotropismus der Aroideen-Luftwurzeln, Flora, 97. B. 1907, S. 295.

2) Jahrb. f. wiss. Bot., 38. B. S. 486.

6. M. Möbius: Über die Festlegung der Kalksalze und Kieselkörper in den Pflanzenzellen.

(Mit einer Abbildung im Text.)

(Eingegangen am 21. Januar 1908.)

Nach der von HABERLANDT und NĚMEC aufgestellten Statolithentheorie erfolgt die Perception des Schwerkraftreizes bei den Pflanzen dadurch, daß im Inneren sensibler Zellen durch feste Körperchen auf die jeweils untere Seite der Zelle ein Druck ausgeübt wird. Als schwere Körperchen, die in den „Statocysten“ auf die untere Seite sinken, fungieren im wesentlichen Stärkekörner; doch können, wie HABERLANDT[1]) sagt, auch andere feste Körperchen, wie Kalkoxalatkrystalle, Kieselkörper usw. die Rolle von Statolithen übernehmen. Bisher aber ist nach demselben Autor (l. c. S. 534) bloß für die positiv geotropischen Wurzelhaare verschiedener Charaarten durch GIESENHAGEN gezeigt worden, daß winzige, kleine „Glanzkörperchen“, deren chemische Natur noch nicht genau bekannt ist, dem Zuge der Schwerkraft folgen.

Für Kalksalze und Kieselkörper scheint eine Statolithenfunktion noch nicht nachgewiesen zu sein; auch ich beabsichtige nicht, Beispiele für ein solches Verhältnis hier anzuführen, sondern im Gegenteil zu zeigen, daß diese schweren Körper in den meisten Fällen nicht freibeweglich in der Zelle liegen. Zwar sind mir einige Fälle von Beweglichkeit der Krystalle bekannt, doch dürften dies nur bedeutungslose Ausnahmen sein. Hierher gehören z. B. die Einzelkrystalle bei den Commelynaceen: so sieht man bei *Tradescantia virginica* im Längsschnitt des Stengels die größeren Krystalle meistens auf der physikalisch unteren Seite der Zelle liegen, kleinere auch ein wenig höher. Aber gerade für diese Pflanze hat es HABERLANDT (l. c. S. 533) wahrscheinlich gemacht, daß die Zellen der Stärkescheide als Statocysten, die in ihnen enthaltenen Stärkekörner als Statolithen fungieren. Es wäre also überflüssig, wenn hier auch noch Kalkkrystalle als Statolithen verwendet würden. Einen anderen Fall beweglicher Krystalle zeigt der Blattstiel von *Begonia metallica*. Hier liegen die ziemlich großen Drusen zum Teil in kleinen, sie gerade umschließenden, zum Teil aber auch in größeren Zellen und dann meistens auf der physikalisch unteren Zellwand der längsgestreckten Parenchymzellen[1]). Da nun der Blattstiel nicht geotropisch reizbar zu sein pflegt, so kann man auch hier nicht annehmen, daß diese Drusen Statolithen sind. Im allgemeinen kommen aber, wie schon angedeutet, freibewegliche Krystalle oder Kieselkörper in dem pflanzlichen Gewebe nicht vor; wir können daraus schließen, daß ein einseitiger Druck durch so verhältnismäßig schwere Körper auf das Zellplasma, ja überhaupt auf die Zellwandungen, durch die er sich auch auf die anstoßenden Zellen fortpflanzen könnte, vermieden werden soll. Dies kann nun geschehen, wenn jene Körper in einer solchen Lage gehalten werden, daß ihre Beweglichkeit aufgehoben oder doch auf ein Minimum beschränkt ist. Ich brauche nur an bekannte Dinge zu erinnern, um zu zeigen, daß diese Regel in den weitaus meisten Fällen befolgt wird, ich kann aber auch noch einen besonders instruktiven Fall anführen, den ich soeben in der WIESNERschen Festschrift beschrieben habe und den ich, da die genannte Schrift manchen Fachgenossen nicht zu Gesicht kommen dürfte, hier nochmals kurz beschreiben will. Jedoch kommt es mir nicht auf einen einzelnen Fall an, sondern darauf, daß wir einen neuen Standpunkt gewinnen, von dem aus wir das Auftreten der genannten Körper zu betrachten haben, und daß wir eine gemeinsame Erklärung für die so verschiedenartigen Verhältnisse finden. Wenn wir nun eine Anzahl verschiedener Erscheinungen als Anpassung an denselben Zweck bezeichnen können, so bedeutet das einen Schritt vorwärts in dem Verständnis der anatomischen Verhältnisse des Pflanzenkörpers.

---

[1]) Physiologische Pflanzenanatomie, 3. Aufl., 1904, S. 524.

Außer Kieselsäure und Kalkoxalat kommt für unsere Betrachtung höchstens noch Kalkkarbonat in Frage. „Das Auftreten phosphorsauren Kalkes in fester Form im Pflanzenreich, sagt KOHL[2]), reduziert sich darauf, daß er einen Bestandteil der Globoide ausmacht.“ Die Globoide sind nun auch so im Plasma eingelagert, daß sie nicht durch die Schwerkraft auf die untere Seite der Zelle gezogen werden können. Gypskrystalle kommen bekanntlich in den Vacuolen bei Desmidiaceen vor. Nun spricht zwar HABERLANDT (l. c. S. 534) die Vermutung aus, daß die mit kleinen Kryställchen versehenen Endvacuolen gewisser Desmidiaceen, die geotaktische Bewegungen ausführen, als solche Perceptionsorgane dienen, allein dies ist doch recht unwahrscheinlich, denn bei *Closterium* z. B. tanzen ja die Kryställchen in der Vacuole herum und können somit keinen einseitigen Druck ausüben. Das letztere, d. h. die Unfähigkeit, einen einseitigen Druck auszuüben, ist wohl auch in den übrigen Fällen des Vorkommens von Gypskrystallen anzunehmen, worüber man KOHLs Angaben (l. c. S. 159) vergleichen wolle.

---

[1]) Nach einigen von mir angestellten Versuchen scheinen die Drusen in diesen Blattstielen recht wenig beweglich zu sein: selbst nach 24 Stunden lagen in einem invers gehaltenen Blattstiel die Drusen nicht alle auf der jetzt physikalisch unteren Seite, ja der Unterschied in der Lage der Drusen gegenüber einem ebenso lange Zeit aufrecht gestellten Blattstiel war schwer zu bemerken.

[2]) Anatomisch-physiologische Untersuchung der Kalksalze und Kieselsäure in der Pflanze. Marburg 1889, S. 156.

In Folgendem will ich nun versuchen, einen Ueberblick über die Mittel zu geben, mit denen Kalksalze und Kieselkörper in den Pflanzenzellen in fester Lage gehalten werden, ohne die anatomischen Verhältnisse genau zu schildern, wenn sie als bekannt vorausgesetzt werden dürfen, oder wenn ich auf die Litteratur, besonders das schon zitierte Werk von KOHL verweisen kann. Wir sehen also:

1. Die Zellen sind von der Größe, daß sie ein passendes Futteral für die festen Körper darstellen. In vollkommener Weise geschieht dies, wenn das Zellinnere mit der Masse gewissermaßen ausgegossen wird, und in solcher Weise tritt auf:
   a) kohlensaurer Kalk in den Zellen und Zellfusionen des Holzes gewisser Dikotylen (KOHL, S. 113);
   b) Kieselsäure in den Rindenzellen mancher Chrysobalaneen, Dilleniaceen und Magnoliaceen. (KOHL, S. 211 u. 246 ff.)

   In den Fällen a und b enthalten jene Zellen, wenigstens im ausgebildeten Zustand, kein Protoplasma mehr.

   c) die Kieselkörper der Podostemonaceen: sie füllen zwar auch die sie enthaltenden Zellen fast aus, aber der Kern und mithin etwas Protoplasma bleibt lange Zeit bestehen und beeinflußt die Gestalt des Kieselkernes (nach KOHL, S. 253);
   d) die Kieselkörper in den sogenannten Deckzellen, die den Fasersträngen von Palmen und Orchideen, sowie einiger anderer Monocotylen und einiger Gefäßkryptogamen aufliegen. Bei Palmen und Orchideen schwinden Zellkern und Plasma während der Größenzunahme des Kieselkörpers (KOHL, S. 278), bei den *Trichomanes*-Arten aber bleibt der Zellkern mit mehr oder weniger ansehnlichen Plasmaresten erhalten (KOHL, S. 296—297);
   e) die Drusen in den Parenchymzellen vieler Pflanzen, z. B. der Cacteen: sie liegen in Zellen, die kleiner sind als die

anderen Parenchymzellen und in ihrer Größe der eingeschlossenen Druse so entsprechen, daß diese sich nicht darin bewegen kann;

f) die großen Einzelkrystalle des monoklinen Systems, z. B. bei den Irideen. Hier ist nach HABERLANDT (S. 467) die Beziehung zwischen der Form des Krystalls und der ihn einhüllenden Zellwand am auffallendsten. „An eine passive Dehnung der Membran seitens des wachsenden Krystalls ist nach ROTHERT nicht zu denken. Die Korrelation zwischen Zell- und Krystallform, beziehungsweise zwischen Wand- und Krystallwachstum kann nur durch den lebenden Protoplasten des Krystallbehälters vermittelt werden."

2. Im Grunde auf demselben Prinzip wie die letzten Fälle beruht die Einrichtung der sogenannten gekammerten Krystallschläuche. Wir finden sie bekanntlich besonders in der sekundären Rinde dikotyler Holzpflanzen; die Schläuche sind aus einer Kambiumzelle entstanden, die sich durch Querwände in eine Anzahl kleiner Zellen teilt, und in jeder Zelle liegt eine den Raum derselben ausfüllende Druse oder ein Einzelkrystall. Nebenbei erwähnt sei hier, daß Schläuche mit Drusen und Einzelkrystallen zusammen in derselben Rinde vorkommen können, z. B. bei *Populus dilatata.* Wenn die Schläuche nicht gekammert wären, so würden sich alle in ihnen enthaltenen Krystalle auf dem Boden der langen Zelle ansammeln. Hierher gehören auch die gekammerten Epidermiszellen von *Maclura aurantiaca,* die in jeder der so gebildeten kleinen Zellen eine kleine Druse einschließen[1]).

Die Deckzellen oder Stegmata mit den Kieselkörpern (vgl, 1, d.) gehören insofern auch hierher, als sie durch nachträgliche Fächerung ursprünglich langer Zellen entstehen. Die Deckzellen der Orchideen sind nach KOHL (l. c. S. 278) „Tochterzellen langer, ursprünglich sehr dünnwandiger, prosenchymatischer Fasern, welche den Bastfasern anliegen. Zwischen je zwei zu Deckzellen sich ausbildenden Tochterzellen liegt eine, die später ihr Lumen ganz einbüßt . . . . bei einzelnen Orchideen, wie *Dichaea*-Arten usw., werden alle Tochterzellen zu Deckzellen."

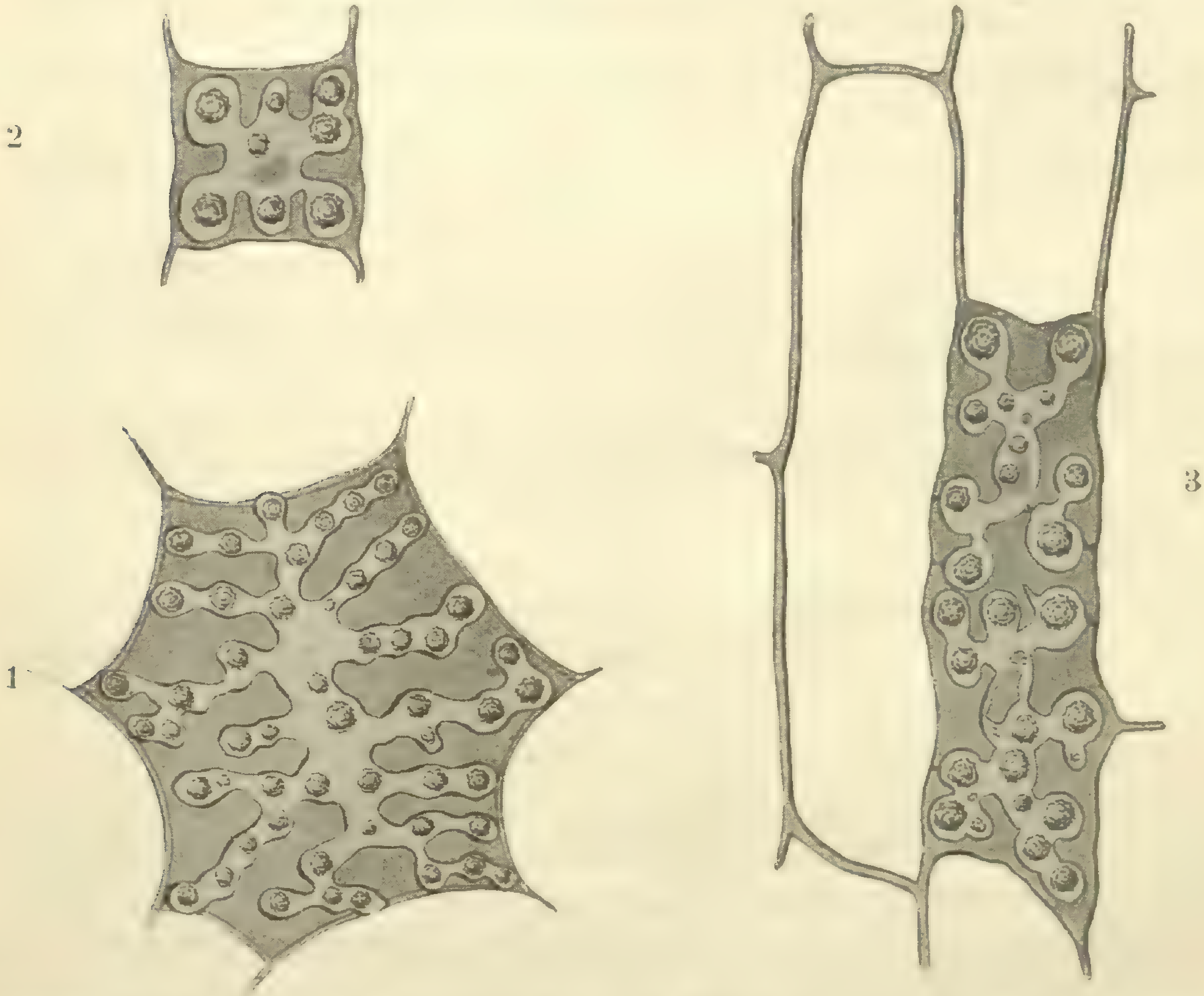
3. Die festen Inhaltskörper, in diesem Fall Kieselkörper, werden

---

[1]) Vgl. meine „Beiträge zur Anatomie der Ficus-Blätter" in dem Bericht der Senckenberg. Naturf.-Gesellsch. 1897, S. 131, Taf. III, f. 13.

dadurch gleichmäßig über die Fläche der Zelle verteilt, daß von deren Membran Auswüchse in das Zellinnere und auf diese Weise Kammern gebildet werden. Ein solcher Modus findet sich in den Epidermiszellen von *Callisia-* und *Tradescantia-*Arten und ist der von mir vor kurzem beschriebene.

In der Oberhaut des Blattes und Stengels von *Callisia repens* enthalten viele Zellen, die regellos zwischen den anderen verteilt sind, eine große Anzahl von Kieselkörpern. Wenn man eine solche Zelle des fertig ausgebildeten Blattes von oben betrachtet, so scheinen die kleinen Drusen, die nach ihren chemischen Reaktionen aus Kieselsäure oder einer Verbindung derselben bestehen, in den erweiterten Stellen enger Gänge, die gewöhnlich von der Mitte der Zelle nach allen Seiten ausstrahlen, zu liegen. (Fig. 1.) Der Querschnitt durch das Blatt zeigt, daß die Zellen mit den Kieselkörpern ganz flach und von den auffallend großen Epidermiszellen



Figurenerklärung: Epidermiszellen von *Callisia repens* mit kleinen Drusen aus Kieselsäure. 1. Eine Zelle aus einem älteren Blatt. 2. Eine Zelle von einem jungen Stengelinternodium. 3 Eine Zelle von einem älteren Stengelinternodium mit angrenzenden Zellen.

durch eine perikline Wand am äußeren Ende abgetrennt sind. Auf welche Weise die Gänge entstehen, davon kann man sich leicht überzeugen, wenn man ein Stück der Stengelepidermis von dem jungen, noch in der Blattscheide verborgenen Internodium abzieht. Zuerst treten einige Kieselkörper an der Peripherie der Zelle auf, dann schieben sich zwischen sie leistenartige Vorsprünge der Membran (Fig. 2), diese wachsen mit der Vergrößerung der Zelle und der Vermehrung der Kieselkörper und verzweigen sich auch. Von gegenüberliegenden Punkten auf einander zuwachsende Membranleisten können auch in der Mitte der Zelle zusammenstoßen und dann haben wir nicht nur ein System von Kanälen, sondern deren zwei oder mehr, wenn wir die fertige Zelle ansehen (Fig. 3). Die Entstehungsweise also macht den Eindruck, wie ich schon bei meiner ersten Beschreibung bemerkt habe, als ob eine dickflüssige Masse sich von den Rändern her zwischen die Räume, in denen die Kieselkörper liegen, ergösse und diese Räume gewissermaßen umflöße. Der Zellkern, der in den jungen Zellen in der Mitte deutlich zu bemerken ist, geht später zugrunde, nur unscheinbare Reste zurücklassend. Die beigegebenen Figuren werden, wie ich hoffe, die Verhältnisse so deutlich machen, daß ich mir wohl eine ausführliche Schilderung ersparen darf, zumal ich auf die am angegebenen Ort verweisen kann. Auch auf das Vorkommen derselben Erscheinung bei einigen *Tradescantia*-Arten will ich hier nicht eingehen. Diese Art der Festlegung schwerer Inhaltskörper in der Zelle kann aber wohl als ein besonderer Typus aufgestellt werden: er ist es gewesen, der mich auf den Gedanken der oben ausgesprochenen Regel gebracht hat.

4. Die Krystalle liegen im Innern der Zelle, werden aber an der Membran befestigt; hierher gehören:
   a) die ROSANOFF'schen Krystalle und verwandte Bildungen, die ja bekannt genug sind. Es sei nur auf die Angabe KOHL's verwiesen, wonach die ROSANOFF'schen Drusen viel verbreiteter sind, als man bisher angenommen hat, und daß man mehr in Cellulose eingekapselte und an den Wänden befestigte Oxalatdrusen findet als freie (l. c. S. 81). Ebenso gibt der zitierte Autor hinsichtlich der mit Cellulose umscheideten und an die Membran befestigten Solitäre an (l. c. S. 89): „ihre Zahl wächst fortwährend mit der Ausdauer des Beobachters, so daß die Frage nahe liegt, ob es überhaupt Oxalatkrystalle ohne Membran gibt?“ Er

antwortet auf diese Frage jedoch bejahend: „alle jugendlichen Krystalle sind ohne Membran und viele Krystalle bleiben nach meinen Erfahrungen zeitlebens ohne eine solche, wenn auch die Zahl der umhüllten Krystalle sicher eine viel größere ist.“

b) die Cystolithen. Diese höchst merkwürdigen Gebilde möchte ich hier einreihen, da mir ihre Erscheinung aus dem Gesichtspunkt der Festlegung schwerer Körper in der Zelle am besten verständlich wird. Man kennt zwar einige Fälle, in denen die Cystolithen nur aus Cellulose bestehen (KOHL, l. c. S. 118), aber meistens scheinen sie doch als Ablagerungsstätten für kohlensauren Kalk oder für Kieselsäure oder für diese beiden Substanzen zugleich zu dienen. Dabei möchte ich noch auf folgenden Umstand aufmerksam machen: die Cystolithen finden sich meistens in Epidermiszellen und sind dann an der Außenwand befestigt, so daß sie weder Druck noch Zug auf darunter oder darüber liegendes Gewebe ausüben können[1]). Zudem ist die Epidermiszelle mit dem Cystolith bekanntlich meistens so zwischen die anderen eingefügt, daß ihre Außenwand nicht eine längere gerade Linie bildet, sondern einen Winkel, in dessen Scheitelpunkt der Stiel sitzt; so ist der schwere Körper viel leichter zu tragen, als wenn er in der Mitte einer längeren freigespannten Membran ansäße. Dieses Prinzip kommt nun vor allem zur Geltung bei den im Mark und in der Rinde auftretenden Cystolithen der Acanthaceen und Urticaceen (*Pilea urticifolia*). Hier pflegen sie lange spindelförmige oder donnerkeilförmige Körper zu sein, die in der Längsrichtung des Stengels orientiert sind. Mögen sie nun oben oder unten, in Hinsicht auf die Lage des Stengels befestigt sein, so ist doch die sie tragende Wand immer sehr kurz und hat keine große Spannung auszuhalten. So ist es bei der genannten *Pilea*: auf dem Längsschnitt sieht man die donnerkeilförmigen Cystolithen, die immer am dickeren Ende angewachsen sind[2]) ziemlich regelmäßig abwechselnd mit der Spitze nach oben und unten gerichtet; ich beobachtete einen von 900 μ Länge bei 30—40 μ Breite. Die spindelförmigen Körper der Acanthaceen scheinen großenteils an der Seite befestigt zu sein, und dadurch wird offenbar die Last noch gleichmäßiger auf eine größere Strecke verteilt. Daß man so wenige bestimmte Angaben über die Anheftungsweise der Cystolithen findet, hat seinen guten Grund, denn die Stiele sind äußerst schwer zu sehen. Oft sind sie auch offenbar abgebrochen, und dann lastet der Körper nicht nur auf der physikalisch unteren Wand, sondern wird bei der Enge der Zelle auch durch die Längswände mit gestützt. In solchen langen Zellen könnten also abgebrochene Cystolithen bei verschiedener Lage des Stengels sich wohl etwas in ihrer Zelle verschieben, aber schwerlich als Statolithen dienen. Man erkennt aber erst die zweckmäßige Einrichtung im Bau der Cystolithen und der sie beherbergenden Zellen, wenn man bedenkt, daß es sich um schwere Körper und die Vermeidung einer einseitigen Belastung handelt.

---

[1]) Über einen ausnahmsweise an der inneren Wand der Epidermiszelle befestigten Cystolithen, der von mir bei *Ficus barbata* beobachtet worden ist, vgl. meine oben zitierten Beiträge zur Anatomie der Ficus-Blätter l. c. S. 129 Taf. III, f. 6.

[2]) Wie aus der Schichtung der Cystolithen zu entnehmen ist, den Stiel selbst habe ich nicht wahrnehmen können.

5. Die Krystalle werden geradezu in die Membran eingeschlossen;
   a) die Krystalle in den Blättern von *Citrus* bilden den Uebergang von den unter 4a besprochenen Formen zu den folgenden;
   b) die Krystalle sind vollständig in die Membran eingelagert, wenn sie auch nach innen oder außen etwas vorragen. So finden wir es in den Membranen der Epidermiszellen von *Dracaena*, in den großen Faserzellen von *Welwitschia*, in den Spicularzellen von *Nymphaea* u. a.

   Hier fragt es sich freilich, ob es sich um eine Aufbewahrung und Festlegung von Kalkoxalat oder nicht vielmehr um eine Festigung der Membran durch diese Substanz handelt. Das letztere, nämlich die Bildung eines schützenden Panzers, ist wohl als sicher anzunehmen bei der einfachen Inkrustierung der Membranen mit Kalk oder Kieselsäure und noch mehr bei der Ausscheidung der Kalkmassen in der Peripherie des Körpers der sogenannten Kalkalgen, d. h. der Corallinaceen und gewisser Siphoneen.

6. Ein besonders schönes Beispiel, wie in der Pflanzenzelle der Plasmaleib gegen den Druck der Krystalle geschützt wird, scheint mir die Schleimumhüllung der Raphidenbündel zu sein. Gerade die spitzen Enden der Rhaphiden müßten das Protoplasma stechen, drücken und verletzen, wenn die Nadeln

frei in der Vakuole lägen, aber, wie KOHL (l. c. S. 92) schildert, enthalten die Rhaphidenzellen früher oder später einen homogenen, glashellen, in Wasser quellbaren, resp. löslichen Schleim; der die eigentümliche Zusammenlagerung der Nadeln veranlaßt. Durch diese Schleimumhüllung behalten auch die Rhaphidenbündel ihre Lage in der Zelle bei, wenn der sie enthaltende Pflanzenteil aus seiner normalen Stellung gebracht wird. Daß der Schleim gelegentlich daneben zur Ejakulation der Nadeln dient, beeinträchtigt die Annahme nicht, daß seine Hauptbedeutung in der Festlegung der Rhaphidenbündel und in der Beschützung des Plasmas gegen sie liegt; auch sind Schleim und Rhaphiden keineswegs immer aneinander gebunden; z. B. enthalten die Vitaceen außer in den Rhaphidenzellen wenig Schleim, während die schleimreichen Cacteen keine Rhaphiden bilden, bei den Monocotylen allerdings ist beides meistens zusammen vorhanden, so bei Orchideen und Palmen. Von letzteren ist *Cocos nucifera* außerordentlich schleimreich, und die dicken Schleimhüllen um die Rhaphidenbündel sind nach der Fixierung im Alkohol und Färbung nicht homogen, sondern von körniger Struktur. Jedoch wir wollen uns nicht auf solche Einzelheiten einlassen; es dürften diese Angaben genügen, um die Rhaphidenzellen als ein gutes Beispiel für unsere Theorie erscheinen zu lassen.

Vielleicht werden sich mit der Zeit noch mehr derartige Beispiele finden lassen, wenn man die bereits bekannten Krystall- und Kieselzellen genauer von diesem Standpunkte aus untersucht, oder wenn neue Strukturverhältnisse, wie das von *Callisia*, aufgefunden werden. Zum Schluß möchte ich noch darauf hinweisen, daß die Beweglichkeit der Drusen und besonders der Einzelkrystalle in den Zellen sowie ihre etwa bestehende Funktion als Statolithen einer eingehenderen Untersuchung bedarf.

7. A. Schulz: Über die Entwicklungsgeschichte der gegenwärtigen phanerogamen Flora und Pflanzendecke Skandinaviens.

(Eingegangen am 23. Januar 1908.)

Die Entwicklungsgeschichte der gegenwärtigen phanerogamen Flora und Pflanzendecke Skandinaviens, besonders Schwedens, ist von mir schon einmal in diesen Berichten behandelt worden[1]). In dieser — ersten — Abhandlung habe ich vorzüglich die in der kurz vorher erschienenen Abhandlung von G. ANDERSSON über „Das nacheiszeitliche Klima von Schweden und seine Beziehungen zur Florenentwicklung“[2]) enthaltenen Aussagen über diesen Gegenstand einer Kritik unterzogen. In einem im darauf folgenden Jahre auf dem Internationalen botanischen Kongresse in Wien gehaltenen und in den „Résultats scientifiques du Congrès international de Botanique, Wien 1905“[3]) in sehr erweiterter Form veröffentlichten Vortrage über „Die Entwicklungsgeschichte der skandinavischen Flora“ hat ANDERSSON seine Ansichten über die Entwicklungsgeschichte der gegenwärtigen phanerogamen Flora und Pflanzendecke Skandinaviens von neuem vorgetragen. Auf einige dieser Ansichten will ich im Folgenden näher eingehen.

ANDERSSON gründet seine Ansichten über die Entwicklungsgeschichte der gegenwärtigen phanerogamen Flora und Pflanzendecke Skandinaviens einzig auf die Ergebnisse der — von ihm und anderen Forschern ausgeführten — Untersuchung der pleistocänen geognostischen Bildungen Skandinaviens. Er hat niemals ernstlich untersucht, ob sich die gegenwärtige phanerogame Flora Skandinaviens und die Verbreitung ihrer Glieder in Skandinavien und in dessen Umgebung auf Grund dieser Ansichten erklären läßt, was doch der Fall sein muß, wenn diese der Wirklichkeit entsprechen. Wenn er dies untersucht hätte, so würde er zu der Erkenntnis gelangt sein, daß man auf diesem Wege zu einer solchen

---

[1]) SCHULZ, Über die Entwicklungsgeschichte der gegenwärtigen phanerogamen Flora und Pflanzendecke Schwedens, Diese Berichte 22. Bd. (1904), S. 133—143.

[2]) S. Bericht der Zürcherischen botanischen Gesellschaft 1901—1903 (1903).

[3]) S. 45—97.

Erklärung nicht gelangen kann, daß diese vielmehr nur möglich ist, wenn man annimmt, daß die Entwicklung der gegenwärtigen phanerogamen Flora und Pflanzendecke Skandinaviens einen Verlauf gehabt habe, der wesentlich von dem von ihm behaupteten abweicht, der aber mit den Ergebnissen der Untersuchung der pleistocänen geognostischen Bildungen Skandinaviens und des übrigen Europas durchaus nicht im Widerspruch steht.

Nach ANDERSSONs Meinung[1]) ist Skandinavien-Finnland von der ersten bis zur letzten der pleistocänen Perioden bedeutender Vergletscherung des nördlicheren Europas bei wenig schwankendem Klima dauernd mit Eis bedeckt gewesen; für den peripheren Teil des nordischen Vereisungsgebietes nimmt ANDERSSON in diesem Zeitraume dagegen wechselnde Perioden von einerseits kaltem Klima mit Ausbreitung des Inlandeises — Eiszeiten — und andererseits von warmem Klima, das mehr mit dem jetzigen als mit dem glazialen übereinstimmte — Interglazialzeiten — an. Nach der letzten der Eiszeiten, als die er PENCKs Würmeiszeit ansieht, fand nach seiner Ansicht nicht nur wie in den Interglazialzeiten eine allgemeine Verbesserung des europäischen Klimas, sondern im Nordwesten Europas auch eine besondere Steigerung der Wärmesumme des Jahres durch den Bruch der bis dahin existierenden Landverbindung (oder wenigstens des seichten Meeres) zwischen den britischen Inseln und Island-Grönland, der zur Folge hatte, daß die warmen Wassermassen des südlichen Atlantischen Ozeans vom Golfstrome nach Norden geführt wurden, statt. Durch das Zusammenwirken der allgemeinen Klimaverbesserung und der Erwärmung des Wassers des nördlichen Teiles des Atlantischen Ozeans durch den Golfstrom wurde ein schnelles Abschmelzen des Landeises in Skandinavien herbeigeführt. Diesen Annahmen ANDERSSONs kann m. E. kein mit den Verhältnissen der Pleistocänzeit vertrauter Forscher beistimmen. Man muß vielmehr annehmen, daß in den Interglazialzeiten Skandinavien zeitweilig nicht nur soweit wie heute, sondern sogar noch weiter als heute eisfrei war. Und außerdem[2]) ist nicht PENCKs Würmeiszeit, sondern vielmehr die Periode, in die der von PENCK Bühlvorstoß genannte Vorstoß der Alpengletscher fällt, die von der Würmeiszeit durch einen sehr langen Zeitraum, in dem die Eisbedeckung Skandinaviens zeitweilig

---

1) A. a. O, S. 53 u. 46.

2) Vgl. SCHULZ, Entwicklungsgeschichte d. gegenw. phan. Flora u. Pflanzendecke d. Oberrheinischen Tiefebene u. ihrer Umgebung (Stuttgart 1906) S. 9 u. f.

offenbar noch unbedeutender war als heute, getrennt ist, die letzte Periode bedeutender Vergletscherung des nördlicheren Europas[1]).

Wie früher, so unterscheidet ANDERSSON auch in dieser Abhandlung in der Entwicklung der gegenwärtigen phanerogamen Flora und Pflanzendecke Skandinaviens fünf aufeinander folgende „Entwicklungsstufen"[2]), die er als 1. die Zeit der Dryasflora oder arktisch-alpinen Flora, 2. die Zeit der Birkenflora, 3. die Zeit der Kiefernflora, 4. die Zeit der Eichenflora, 5. die Zeit der Buchen- und Fichtenflora nebst der der allgemeinen Verbreitung der Kulturpflanzen des Menschen bezeichnet. Zu der Zeit, als sich die Reste der Dryasflora enthaltenden — unmittelbar nach dem örtlichen Abschmelzen des Eises entstandenen[3]) — Ablagerungen Seelands und Schonens bildeten, also längere Zeit nach dem Beginne des Abschmelzens des Inlandeises der Periode des Bühlvorstoßes[4]), war das Klima des nördlicheren Europas, wie sich aus der Zusammensetzung der fossilen Dryasflora jener Landschaften, worauf ANDERSSON zuerst hingewiesen hat[5]), deutlich erkennen läßt, bereits recht gemäßigt[6]). Nachdem Seeland und Schonen eisfrei geworden waren, scheint das Inlandeis nur recht langsam abgeschmolzen zu sein. Das Klima Skandinaviens wurde während dieser Zeit immer gemäßigter[1]) — das Sommerklima war allerdings noch ziemlich lange wesentlich kühler und feuchter als gegenwärtig, das Winterklima war aber verhältnismäßig mild — und die Flora der den sich immer weiter verkleinernden Rest des Inlandeises umgebenden Landstriche verlor immer mehr ihren arktischen Charakter. Infolge davon hat die fossile Flora der unmittelbar nach dem Abschmelzen des Eises gebildeten Ablagerungen der nördlich von Schonen gelegenen schwedischen Landschaften einen viel weniger — und zwar je nördlicher, desto weniger — arktischen Charakter als die Schonens und Seelands[2]).

---

[1]) Auf der Karte (Fig. 3) auf S. 54 von ANDERSSONs Abhandlung, auf der die Verbreitung des europäischen Inlandeises in der „letzten" Eiszeit nach USSING dargestellt ist, ist übrigens bei Norddeutschland nicht die Eisbedeckung in der Würmeiszeit, sondern die in der Periode des Bühlvorstoßes zur Darstellung gebracht Während des Höhepunktes der Würmeiszeit war die Eisbedeckung Deutschlands wesentlich größer. Auch die Verbreitung des perennierenden Eises im übrigen Europa in der letzten Eiszeit ANDERSSONs, d. h. in der Würmeiszeit PENCKs, ist auf der Karte nicht richtig dargestellt. Ich vermag deshalb ANDERSSON (a. a. O. S. 62) durchaus nicht beizustimmen. daß diese Karte die „bis jetzt beste Karte über die Verbreitung des Landeises während der letzten Eiszeit" (d. h. der Würmeiszeit, SCHULZ) sei.

[2]) Vgl. SCHULZ, diese Berichte 22. Bd. (1904), S. 137 u. f.

[3]) ANDERSSON, a. a. O., S. 59—60.

[4]) Daß das Klima des nordwestlicheren Europas während des Höhepunktes dieser Periode — und der übrigen großen Vergletscherungsperioden — nicht, wie PENCK und manche andere Forscher annehmen, extrem-kontinental-arktisch, sondern viel gemäßigter war, dafür sprechen, wie ich dargelegt habe — vgl. SCHULZ, Entwicklungsg. d. gegenw. phan. Flora u. Pflanzendecke d. Oberrheinischen Tiefebene, S. 7 u. f. —, wichtige Gründe.

[5]) Vgl. auch ANDERSSON, a. a. O., S. 59.

[6]) Die Reste von Gliedern der Dryasflora — also hauptsächlich von „arktisch-alpinen" Arten. vgl. ANDERSSON, a. a. O., S. 59 — enthaltenden Ablagerungen Norwegens, Schwedens, Dänemarks, Norddeutschlands und des westlichen Mittelrußlands stammen wohl meist aus dieser Periode, sind also wohl meist wesentlich jünger als man gewöhnlich annimmt.

„Als gegen das Ende der Kiefernzeit die Wärmesumme des Jahres der heutigen gleichkam und in der Eichenzeit noch höher stieg, entstanden im südbaltischen Gebiet zwei Klimatypen, ein warmer und trocknerer im Osten und ein feuchterer im Westen. Der östliche war in den Kalkgegenden von Gotland, Öland, Östergötland, Uppland und Dalekarlien noch mehr durch die Bodenbeschaffenheit — offene Kalkebenen und Kalkgehänge — verschärft, und hier entstanden geeignete Standorte für teils reine Karstpflanzen, teils kalk- und wärmeliebende Pflanzen mit im allgemeinen südlicher und südöstlicher Verbreitung in unserem Weltteil. Wir können in Übereinstimmung hiermit von den in der späteren

---

[1]) Wahrscheinlich besserte sich das Klima in schnellerem Maße als das Eis abschmolz.

[2]) „Je näher wir den zentralen Teilen des [während der letzten Eiszeit] vereisten Gebietes kommen, desto weniger arktisch wird die Flora, die unmittelbar nach dem Rückzug des Eises das Land besetzte. Die Erklärung dieses unerwarteten Umstandes scheint mir darin zu liegen, daß die Verbesserung des Klimas (die Wärmezunahme) zu Beginn der spätquartären Zeit sehr schnell und in akzeleriertem Tempo vor sich gegangen ist. Es brauchte jedoch auch bei heißen Sommern lange Zeit, um die mächtigen Eismassen vollständig zu vernichten, und während dieser Zeit vermischten sich besonders am Süd- und Ostrand des Landeisrestes, wo das Abschmelzen wohl geringer war, die Pflanzengesellschaften immer mehr und mehr. Wenn also in dem peripherischen Gebiet . . . . während der ersten Phasen des Abschmelzens noch eine ausgeprägte zonale Gliederung in arktische Weidentundra, Birkenwald, Kiefernwald zu finden war, so wurde in dem großen Seengebiet Schwedens der Unterschied zwischen den beiden ersten ausgeglichen, und an dem zurückweichenden Eisrand lebte ein an arktischen Pflanzen reicher Birkenwald, in welchem allmählich — und schneller als der Eisrand zurückwich — die Kiefer sich verbreitete. In den zentralsten Teilen Norrlands an der Eisscheide wohnte also ein an mehreren alpinen Pflanzen reicher Kiefernwald dem Abschmelzen des letzten Restes des großen nordischen Landeises bei“ (a. a. O., S. 59—60). Es liegt m. E. kein Grund für die Annahme vor, daß sich das Klima Skandinaviens sehr schnell gebessert habe und daß die Sommer während der Zeit des Abschmelzens des Inlandeisrestes heiß gewesen seien.

Kiefernzeit und danach eingewanderten Pflanzen drei Gruppen unterscheiden. Erstens eine, welche sich ziemlich gleichförmig über die südlicheren und mittleren Teile Skandinaviens verbreitete. Zu dieser gehören die meisten Bäume und Sträucher, aber auch viele Kräuter. Zweitens eine, die eine ausgeprägt östliche Verbreitung bei uns hat, und drittens eine, die eine ebenso ausgesprochen westliche besitzt[1])". Die östliche Gruppe zerfällt nach ANDERSSON[2]) in zwei Untergruppen: eine rein östliche, die im allgemeinen ein höheres Alter in der skandinavischen Flora hat und wahrscheinlich während der Kiefernzeit eingezogen ist, und eine südöstliche, deren Arten (meist nur auf Gotland und Öland lebend) ihre weiteste Verbreitung gegen Norden in der ersten Eichenzeit erlangt haben. Die meisten Arten der dritten, westlichen Gruppe scheinen sich während der Zeit der Eiche nach Skandinavien ausgebreitet zu haben[3]). Die am meisten charakteristischen von ihnen leben fast sämtlich nur in Norwegen[4]). ANDERSSON führt von jeder Gruppe bzw. Untergruppe eine Anzahl nach seiner Meinung zu derselben gehörender Arten auf. Keine dieser drei Artengruppen stellt nach meiner Meinung eine Einwanderungs- und Ansiedelungseinheit dar; vielmehr sind die Glieder jeder Gruppe zum Teil in recht verschiedenen Zeiten und in recht verschiedener klimatischer Anpassung in Skandinavien eingewandert und zur festen Ansiedelung gelangt. Auf Grund der Ergebnisse der Untersuchung der physiologisch-biologischen Eigenschaften und der Verbreitung der Elemente der gegenwärtigen Phanerogamenflora des nördlicheren Europas sowie der gegenwärtigen klimatischen, topographischen und Boden-Verhältnisse dieses Gebietes läßt sich die — durch die Ergebnisse der Untersuchung der während der seit dem Höhepunkte der Periode des Bühlvorstoßes verflossenen Zeit entstandenen geognostischen Bildungen dieses Gebietes in keinem Punkte widerlegte, sondern soweit wie es sich erwarten läßt bestätigte — Ansicht aussprechen[5]), daß sich nach dem Höhepunkte der Periode des Bühlvorstoßes das Klima zunächst soweit besserte, bis es im mittleren Europa dem heute im nordwestlichen Europa herrschenden Klima ungefähr glich, daß es darauf dort dem heutigen Klima der weiter südlich gelegenen Gegenden Westeuropas ähnlich wurde, daß es dann in den wärmsten Strichen Mitteleuropas einen vollständig mediterranen — erst westmediterranen, dann ostmediterranen — Charakter erhielt, und daß es endlich so kontinental wurde, daß es zuletzt in der südöstlichen Partie des nördlich der Alpen und Karpaten gelegenen Teiles Mitteleuropas dem heute in den Steppengegenden des südwestlichen Rußlands herrschenden Klima glich, und daß das Klima nach diesem extrem kontinentalen Zeitabschnitte schnell eine rückläufige Änderung erfuhr, in deren Verlaufe es in Mitteleuropa wieder, doch nur für kürzere Zeit, mediterran, und bei der es zuletzt hier im Sommer bedeutend kühler und feuchter als gegenwärtig wurde. In diesem durch die soeben geschilderten klimatischen Wandlungen ausgezeichneten langen Zeitraume vom Höhepunkte der Periode des Bühlvorstoßes bis zu dem — von mir erste kühle Periode genannten — Zeitabschnitte, während dessen Höhepunktes das Sommerklima Mitteleuropas wesentlich kühler und feuchter als gegenwärtig war, hat sich die Mehrzahl der Elemente der gegenwärtigen phanerogamen Flora Skandinaviens in diesem Lande angesiedelt. Diejenigen phanerogamen Elemente, die sich nach dem Höhepunkte der Periode des Bühlvorstoßes im letzten Teile dieser Periode über Skandinavien ausgebreitet hatten, hatten später, während des — von mir als trockenster Abschnitt der ersten heißen Periode bezeichneten — ausgeprägt kontinentalen Zeitabschnittes sehr zu leiden. Im ersten Teile dieses Zeitabschnittes wurde das skandinavische Areal der meisten von ihnen sehr verkleinert; manche von ihnen, vorzüglich solche, die nur im südöstlichen Teile Skandinaviens wuchsen, verschwanden damals wohl sogar ganz aus Skandinavien. Einige dieser letzteren Arten siedelten sich aber nach dem Höhepunkte dieses Zeitabschnittes in dessen letztem Teile von neuem in Skandinavien an, in das sie damals von auswärts, wo sie sich an höhere Sommerwärme und höhere Trockenheit angepaßt hatten, zusammen mit Arten, die in Skandinavien in der Periode des Bühlvorstoßes nicht gelebt hatten, oder sich hier doch nicht bis zum trockensten Abschnitte der ersten heißen Periode erhalten hatten, oder sich hier erhalten hatten, und die sich gleichzeitig mit ihnen außerhalb Skandinaviens eine neue klimatische Anpassung erworben hatten, einwanderten. Zu derselben Zeit, wo sich diese Arten außerhalb Skandinaviens eine neue klimatische Anpassung erwarben, paßten sich aber auch in Skandinavien selbst Ansiedler der Periode des Bühlvorstoßes an höhere Sommerwärme und höhere Trockenheit an und breiteten sich dann zusammen mit den neu angepaßten Einwanderern wieder in Skandinavien aus. Manche von ihnen haben sich in Skandinavien in der Folgezeit wahrscheinlich nur an Örtlichkeiten erhalten, an die sie erst im letzten Teile des trockensten Abschnittes gelangt waren. Die erste Untergruppe der zweiten von den drei Artengruppen ANDERSSONs[1]) enthält Glieder jeder der soeben unterschiedenen Gruppen. Zu den Arten, die dauernd von der Periode des Bühlvorstoßes her in Skandinavien leben, gehören sicher *Arabis petraea*[2]), die sich hier nirgends an höhere Sommertemperatur angepaßt hat und die wohl auch nicht nach dieser Periode von neuem eingewandert ist, und *Oxytropis campestris*, die in Skandinavien nach der Periode des Bühlvorstoßes eine bedeutende Änderung ihrer klimatischen Anpassung erfahren hat, sich darauf hier von neuem ausgebreitet hat und dann vielleicht von ihren ursprünglichen skandinavischen Wohnstätten vollständig verschwunden ist[3]), sowie wahrscheinlich auch *Artemisia laciniata*, *A. rupestris* und *Potentilla fruticosa*[4]). *Thesium alpinum* hat sich dagegen vielleicht erst nach dem Höhepunkte des trockensten Abschnittes der ersten heißen Periode in Skandinavien angesiedelt; doch kann es hier auch schon seit der Periode des Bühlvorstoßes ununterbrochen leben[5]). *Pleurospermum austriacum* ist aber wohl sicher erst nach jenem Zeitpunkte in Skandinavien eingewandert[6]). *Anemone silvestris* und *Oxytropis pilosa*[7]) sind sicher erst im trocken-

---

[1]) A. a. O., S. 69—71

[2]) A. a. O., S. 72.

[3]) ANDERSSON sagt jedoch kurz vorher auf derselben Seite (S. 73): „Auf der Westseite des im Osten ziemlich kontinentalen Skandinaviens rückte im warmfeuchten, mildwinterigen Klima eine andere Artengruppe heran, von der man isolierte Spuren jetzt nur in Westschweden und Südwestnorwegen findet," scheint also die Einwanderung der dritten Gruppe in Skandinavien in dieselbe Zeit wie die der zweiten Untergruppe der zweiten Gruppe zu verlegen.

[4]) A. a. O., S. 73.

[5]) Vgl. z. B. SCHULZ, Entwicklungsg. d. gegenw. phaner. Flora u. Pflanzendecke d. Oberrh. Tiefebene, S. 11 u. f.

---

1) ANDERSSON, a. a. O, S. 72.

2) Vgl. SCHULZ, Entwicklungsgesch. d. phan. Pflanzendecke des Saalebezirkes (1898), S. 24 u. f.

3) Vgl. SCHULZ, Entwicklungsgesch. d. gegenw. phan. Flora u. Pflanzendecke der Skand. Halbinsel usw. (Stuttgart 1900), S. 66, 201 u. 239.

4) Vgl. SCHULZ, Entw. d. g. phan. Flora u. Pflanzendecke Skand., S. 57 u. f.

5) Vgl. SCHULZ, Entwicklgsg. d. phan. Pflanzendecke Mitteleuropas nördlich der Alpen (Stuttgart 1899), S. 50.

6) SCHULZ, a. a. O., S. 57.

7) Auch die Einwanderung und feste Ansiedlung von *Pulsatilla patens* — betreffs dieser Art und *Anemone silvestris* vgl. SCHULZ, Entwicklgsg. d. ph. Flora u. Pflanzendecke Skand., S. 53—54 — und *Ranunculus cassubicus* fällt wohl in diese Zeit. Die Ansiedlungszeit der übrigen von ANDERSSON seiner ersten Untergruppe zugerechneten Arten: *Alnus incana*, *Fluminia arundinacea*, *Galium rotundifolium*, *Lonicera coerulea*, *Malaxis monophyllos*, *Tofjeldia calyculata*, *Viola elatior* und *V. uliginosa*, läßt sich viel weniger sicher beurteilen. M. E. hat sich der eine Teil dieser Arten schon in der Periode des Bühlvorstoßes — meist in ihrem letzten Teile —, der andere erst im trockensten Abschnitte der ersten heißen Periode in Skandinavien angesiedelt.

sten Abschnitte der ersten heißen Periode nach Skandinavien gelangt; sie hatten schon vor diesem Zeitabschnitte die klimatische Anpassung, in der sie eingewandert sind. Gleichzeitig und zusammen mit ihnen ist ein Teil der Arten von ANDERSSONs zweiter Untergrupge dieser Gruppe[1]) in Skandinavien eingewandert und zur festen Ansiedlung gelangt, z. B. *Adonis vernalis*[2]), *Asperula tinctoria, Linosyris vulgaris, Ranunculus illyricus*[3]) und *Stipa pennata*[4]). Dagegen fällt die Einwanderung von *Helianthemum Fumana*[5]) wahrscheinlich in den diesem Zeitabschnitte vorausgehenden — von mir als ersten warmen Abschnitt der ersten heißen Periode bezeichneten — Zeitabschnitt, wo in den wärmsten Strichen Mitteleuropas ein mediterranes Klima herrschte und wahrscheinlich Großbritannien mit Frankreich und Skandinavien durch Festland verbunden war[6]). In dieser Zeit ist auch die Hauptmasse der Arten von ANDERSSONs dritter Gruppe in Skandinavien eingewandert und zur festen Ansiedlung gelangt. Die meisten von ihnen sind damals — zusammen mit von ANDERSSON nicht erwähnten Arten wie *Scilla verna* — schrittweise und in kleinen Sprüngen von Großbritannien her längs der damaligen Küste des Ozeans nach Skandinavien vorgedrungen[7]). Einige von ihnen, *Ilex Aquifolium* und *Chrysosplenium oppositifolium,* sind vielleicht auch noch nach dem trockensten Abschnitte der ersten heißen Periode, vielleicht sogar noch während der ersten kühlen Periode, in Skandinavien eingewandert, und zwar nicht von Großbritannien, sondern von Süden her durch Norddeutschland und Dänemark[1]).

---

[1]) ANDERSSON, a. a. O., S. 73.

[2]) Vgl. SCHULZ, a. in Anm. 5 S. 44 a. O., S. 114, u. DERS., Entwicklgsg. d. ph. Flora u. Pflanzendecke Skand., S. 49—50, 133.

[3]) Vgl. SCHULZ, ebendas.

[4]) Vgl. SCHULZ, ebendas., S. 57, sowie S. 128.

[5]) Vgl. SCHULZ, ebendas., S. 77 u. f.

[6]) In diese Zeit fällt vielleicht auch die Einwanderung von *Orchis palustris Jacq.* und *Coronilla Emerus* — die der letzteren Art wohl aus Westen —. Über die Zeit der Ansiedlung von *Globularia vulgaris* — vgl. SCHULZ, Entwicklgsg. d. ph. Flora und Pflanzendecke Skandinaviens, S. 90—91 — und *Helianthemum oelandicum* läßt sich etwas bestimmtes nicht sagen. Ich halte es aber für ganz unwahrscheinlich, daß letztere Art, wie es JANCHEN, der sie für einen direkten Deszendenten von *Helianthemum canum* ansieht, glaubt — vgl. JANCHEN *Helianthemum canum* (*L.*) Baumg. und seine nächsten Verwandten, Abhandlungen d. k. k. Zool.-bot Gesellschaft in Wien, 4. Bd. 1. Heft (1907) S. 34 — zusammen mit anderen wärmeliebenden Pflanzen von Süden her in Skandinavien eingewandert ist.

[7]) Aber nicht in einem großen Sprunge über die Nordsee in ihrer heutigen Breite. Betreffs dieser Einwanderung, vorzüglich der von *Vicia Orobus,* vgl. SCHULZ, a. in Anm. 6 a. O. S. 79 u. f.

Während des trockensten Abschnittes der ersten heißen Periode hatten in Skandinavien nicht nur die Einwanderer der Periode des Bühlvorstoßes, sondern auch die der beiden dem trockensten vorausgehenden Abschnitte[2]) der ersten heißen Periode zu leiden. Wahrscheinlich verschwanden damals viele dieser letzteren ganz aus Skandinavien. Die dem herrschenden Klima angepaßten sehr zahlreichen neuen Einwanderer, die damals an die Stelle der aussterbenden traten und sich im Laufe des Abschnittes z. T. weit in Skandinavien ausbreiteten, erfuhren in der Folgezeit bis zum Beginne des trockensten Abschnittes der zweiten heißen Periode, vorzüglich in der ersten kühlen Periode[3]),

---

1) *Phyteuma spicatum*, das ANDERSSON auch zu dieser Gruppe rechnet, lebt in Skandinavien — Norwegen — wohl schon seit der Periode des Bühlvorstoßes.

2) Des ersten warmen Abschnittes und der Übergangszeit zwischen diesem und der Periode des Bühlvorstoßes.

3) Nach dem Höhepunkte des trockensten Abschnittes der ersten heißen Periode senkte sich das skandinavische Ostseegebiet wieder, so daß die Ostsee, die seit dem Ausgange der Periode des Bühlvorstoßes ein Binnensee war, der während des Höhepunktes des trockensten Abschnittes der ersten heißen Periode wahrscheinlich einen bedeutend kleineren Umfange hatte als die heutige Ostsee, oder sich vielleicht sogar in mehrere, durch breitere oder schmälere Landstreifen von einander getrennte kleinere Seen aufgelöst hatte, nicht nur wieder mit dem Ozean — durch die heutigen Meeresstraßen zwischen ihr und dem Kattegat — in Verbindung trat, sondern sich sogar weit über ihren heutigen Umfang vergrößerte. Das Maximum dieser Senkung — der Litorinasenkung des skandinavischen Geologen —, während dessen Zeit stark salzhaltiges Wasser in reicher Menge in die — in diesem Zustande als Litorinameer bezeichnete — Ostsee eindrang und in ihr bis weit nach Norden hin vordrang, fällt mit dem Höhepunkte der ersten kühlen Periode zusammen. Vgl. hierzu SCHULZ, Entwicklungsgesch. d. gegenw. ph. Flora und Pflanzendecke Skandinaviens, und DERS, Die Verbreitung der halophilen Phanerogamen in Mitteleuropa nördlich der Alpen (Stuttgart 1901) S. 43 u. f. Nach ANDERSSON (a. a. O. S. 83) ist wahrscheinlich damals zugleich mit anderen „atlantischen“ Arten auch *Lactuca quercina* nach Skandinavien — Lilla Karlsö bei Gotland — gelangt; er scheint der Meinung zu sein, daß die Einwanderung dieser Art mit Hilfe von Zugvögeln von Westeuropa her erfolgt sei, denn er sagt (a. a. O. S. 83 Anm. 1): „Die Bedeutung der großen Wanderstraßen der Zugvögel von Westeuropa nach Finnland über Gotland für das Entstehen dieser vorgeschobenen Posten usw.“ Daß ANDERSSON *Lactuca quercina*, deren Ansiedlung in Skandinavien offenbar in den trockensten Abschnitt der ersten heißen Periode fällt — vgl. SCHULZ, Entwicklungsgesch. d. phan. Pflanzendecke Mitteleuropas nördlich der Alpen S. 169 u. f., sowie DERS., Entwicklungsgesch. d. gegenw. ph. Flora u. Pflanzendecke Skandinaviens

soweit sie in jenem Zeitraume nicht vollständig aus Skandinavien verschwanden, eine meist sehr bedeutende Arealverkleinerung. In jenem langen Zeitraume breitete sich in Skandinavien eine Anzahl Laubbaum- und Straucharten, die sich hier schon vor dem Beginne des trockensten Abschnittes der ersten heißen Periode angesiedelt hatten, bedeutend aus, z. T. weit über ihre heutigen Nordgrenzen[1])[2]) und oberen Grenzen in den skandinavischen Gebirgen

---

S. 49—52, 93—94, 221 —, für ein wahrscheinlich mit Hilfe von Zugvögeln während der Zeit des Maximums der Litorinasenkung von Westeuropa bis nach Gotland gewandertes Gewächs ansieht, läßt deutlich erkennen, daß er sich mit der Verbreitung und den physiologisch-biologischen Eigenschaften der skandinavischen Phanerogamen wenig beschäftigt hat.

1) Nach ANDERSSON (a. a. O. S. 76) erfolgte diese Ausbreitung in der Zeit des postglazialen Temperaturmaximums, die nach seiner Ansicht mit der Zeit des Maximums der Litorinasenkung ungefähr zusammenfällt. (Auch Holmboe, Studien über norwegische Torfmoore, ENGLERs Botanische Jahrbücher 34. Bd. (1904) S. 204 u. f., ist (S. 244) der Meinung, daß „die Klimaverbesserung ungefähr zu jener Zeit kulminierte, da die postglaziale Landessenkung an der Südwestküste [Norwegens] und in Westeraalen stattfand“.) Dies ist aber nicht der Fall; das postglaziale Temperaturmaximum, d. h. das postglaziale Maximum der Sommer- und der Wintertemperatur, fällt vielmehr in die Zeit vor den trockensten Abschnitt der ersten heißen Periode. Weder das Vorhandensein dieses vor den trockensten Abschnitt fallenden warmen Zeitabschnittes — des ersten warmen Abschnittes der ersten heißen Periode — noch das des trockensten Abschnittes selbst läßt sich nach ANDERSSONs Methode erkennen. Nach dem trockensten Abschnitte der ersten heißen Periode fand, wie schon oben gesagt wurde, eine neue Ausbreitung dieser Gewächse statt. Ich halte es für recht wahrscheinlich, daß diese ihr Maximum nicht schon im zweiten warmen Abschnitte der ersten heißen Periode, also vor dem Maximum der Litorinasenkung, sondern erst nach diesem, in der Zeit zwischen ihm und dem Beginne des trockensten Abschnittes der zweiten heißen Periode, erreicht hat. Daß ANDERSSONs Berechnung der Temperaturverhältnisse Skandinaviens während der Zeit der Maximalverbreitung der Laubhölzer in Skandinavien nach dem trockensten Abschnitte von unbewiesenen und m. E. unrichtigen Voraussetzungen ausgeht, darauf habe ich schon früher (diese Berichte 22. Bd (1904) S. 142) hingewiesen. Daß die Zeit, in der diese Holzgewächse ihre Maximalverbreitung in Skandinavien hatten, „nach zustimmenden Erwägungen archäologischer, geologischer, botanischer und astronomischer Art“ vor 8—10 000 Jahren ihren Höhepunkt erreicht habe (ANDERSSON, a. a. O. S. 76—77), dafür läßt sich m. E. kein Beweis beibringen.

2) ANDERSSON scheint (a. a. O. S. 79) zu dieser Gruppe auch *Hippophaë rhamnoides* und *Myricaria germanica* zu rechnen, die aber in Skandinavien eine ganz andere Geschichte haben als die Glieder dieser Gruppe; vgl. SCHULZ, Entwicklgsg. d. gegenw. ph. Flora u. Pflanzendecke Skandinaviens S. 66 u. f.

Auch die Arten der „Origanum-Formation“ von ANDR. M. HANSEN bilden keine einheitliche Gruppe. Ein Teil von ihnen hat seine Maximalverbreitung in Skandinavien im trockensten Abschnitte der ersten heißen Periode hinaus. Im ersten Teile des trockensten Abschnittes[1]) der zweiten

---

gehabt, hat später während der ersten kühlen Periode eine mehr oder weniger weitgehende Arealverkleinerung erfahren und sich dann während des trockensten Abschnittes der zweiten heißen Periode von neuem mehr oder weniger weit ausgebreitet. Die Maximalverbreitung eines anderen Teiles dieser Gewächse fällt in den ersten warmen Abschnitt der ersten heißen Periode. Diese Arten haben sich, nachdem sie zuerst während des trockensten Abschnittes und dann noch einmal während der ersten kühlen Periode einen Arealverlust erlitten hatten, nach dieser letzteren Periode während des ersten Teiles der zweiten heißen Periode zusammen mit den Gliedern der „Origanum-Formation", deren Ansiedlung in Skandinavien bereits in den ersten Abschnitt der ersten heißen Periode fällt, von neuem ausgebreitet. (Ich möchte bei dieser Gelegenheit bemerken, daß nicht erst HANSEN — vgl. ANDERSSON, a. a. O. S. 80 — darauf hingewiesen hat, daß Gewächse mit einer klimatischen Anpassung, wie sie *Origanum vulgare* hat, in Norwegen von Schweden her über die Gebirge eingewandert sein können und eingewandert sind. Während des Höhepunktes des trockensten Abschnittes der ersten heißen Periode sind wahrscheinlich zahlreiche Phanerogamenarten auf diese Weise nach Norwegen gelangt; vgl. SCHULZ, Entwicklungsg. d. g. ph. Flora u. Pflanzendecke Skandinaviens S. 41.)

Während des trockensten Abschnittes der ersten heißen Periode lag ohne Zweifel die obere Kieferngrenze in den skandinavischen Gebirgen höher als gegenwärtig. Auf diese Zeit — und nicht auf die Tapeszeit, d. h. die erste kühle Periode — beziehen sich wohl die meisten Angaben von REKSTAD — vgl. HOLMBOE, a. a. O. S. 230 — über die frühere höhere Lage der oberen Kieferngrenze im südlichen Norwegen. Damals verschwanden, wie schon gesagt wurde, manche der Einwanderer der Periode des Bühlvorstoßes ganz aus Skandinavien, während die übrigen ein mehr oder weniger großes Stück ihres skandinavischen Areals einbüßten, z. T. auf ganz isolierte Gebiete beschränkt wurden, wie z. B. *Campanula barbata*, die m. E. nicht wie WILLE — Über die Einwanderung des arktischen Florenelementes nach Norwegen, Bericht über die dritte Zusammenkunft der freien Vereinigung der systematischen Botaniker und Pflanzengeographen zu Wien (1905) S. 44 u. f. (46—47) — annimmt, in einem weiten Sprunge aus den Alpen in ihr kleines Wohngebiet in Zentralnorwegen eingewandert ist. Auch die heutigen sehr beschränkten Wohngebiete von Arten wie *Oxytropis deflexa*, *Aster sibiricus* usw. sind Reste ehemaliger großer Areale. Daß diese Arten heute „überall, wo sie gefunden worden sind, vortrefflich wachsen und gedeihen", ist kein Grund, sie mit WILLE — a. a. O. S. 59 — als verhältnismäßig späte Einwanderer aus weiter Ferne zu betrachten, denn die Verhältnisse, die die bedeutende Verkleinerung ihrer Areale herbeigeführt haben, waren ja wesentlich ungünstiger als die, unter denen sie heute leben. Es lassen sich zahlreiche Arten nennen, die in der Periode des Bühlvorstoßes in Deutschland recht weit verbreitet gewesen sein müssen, darauf fast ihr ganzes deutsches Areal eingebüßt haben und in Deutschland gegenwärtig nur noch an einer einzigen Stelle oder an wenigen Stellen vorkommen, und die doch an dieser oder an diesen individuenreich und in üppiger Entwicklung auftreten.

[1]) Die zweite heiße Periode läßt sich in derselben Weise gliedern wie die erste heiße Periode.

heißen Periode[1]) erreichte ihre Ausbreitung — im Osten früher als im Westen — ein Ende; während des Höhepunktes dieses Zeitabschnittes wurden sogar ihre Areale, vorzüglich im nördlichen Teile Schwedens, der damals wohl ein für sie wenig günstiges Winterklima hatte, wieder mehr oder weniger verkleinert. In dieser Zeit erfolgte die Zerstückelung, die der nördliche Teil des Areals mancher dieser Arten heute aufweist. Die Stücke haben sich später etwas vergrößert, haben dann aber wohl wieder eine spontane, wahrscheinlich aber nicht bedeutende, Verkleinerung und darauf vielleicht auch noch andere, noch unbedeutendere spontane Änderungen ihres Umfanges erfahren.

---

[1]) In dieser Zeit begann die energische Ausbreitung der Fichte in Skandinavien, in das sie schon am Ende des trockensten Abschnittes der ersten heißen Periode — nicht, wie ANDERSSON (a. a. O. S. 86) anzunehmen scheint, erst nach dem Höhepunkte der ersten kühlen Periode, aus welcher Zeit die ältesten der bisher bekannten Fichtenreste einschließenden Ablagerungen Skandinaviens (und zwar des mittleren Norrlands) stammen sollen — von Osten her eingewandert war. Während des Höhepunktes des trockensten Abschnittes der zweiten heißen Periode lag ihre obere Grenze in den Gebirgen des mittleren Norrlands höher als gegenwärtig; vgl. ANDERSSON, a. a. O. S. 86. Die Behauptung ANDERSSONs (a. a. O. S. 84), daß die Zeit seit dem Beginne der Einwanderung der Fichte in Skandinavien sich weniger durch Bereicherung der Flora mit neuen spontan eingewanderten Arten als durch eine innere Verschiebung der Pflanzengesellschaften und ihrer Arten auszeichne, ist unbegründet, denn mit Hilfe der Methode ANDERSSONs läßt sich über diese Frage gar nichts sagen.

Die Buche hat sich in Skandinavien später als die Fichte angesiedelt. Sie war — vgl. SCHULZ, Die Entwicklungsgeschichte der recenten Moore Norddeutschlands, Zeitsch. f. Naturwissenschaften, 80. Bd. (1907) — vor dem Höhepunkte des trockensten Abschnittes der ersten heißen Periode von Süden her nur bis Norddeutschland vorgedrungen, verlor während des trockensten Abschnittes einen großen Teil ihres deutschen Areales, breitete sich nach dieser Zeit, vorzüglich im Ausgange dieser Periode, von ihren Erhaltungsstellen von neuem aus und gelangte noch vor dem Höhepunkte der ersten kühlen Periode nach Dänemark — vgl. ANDERSSON, a. a. O. S. 90, sowie SCHULZ, a. a. O. — und vielleicht auch nach Südschweden. Der trockenste Abschnitt der zweiten heißen Periode unterbrach ohne Zweifel ihre Neuausbreitung. Das heutige schwedische — und dänische — Areal scheint sie sich erst nach diesem Zeitabschnitte, in dem sich der Ackerbau und Viehzucht treibende neolithische Mensch in Schweden angesiedelt hat, also während dessen Anwesenheit, erworben zu haben. Ich vermag jedoch ANDERSSON, der (a. a. O. S. 90) aus der Tatsache, „daß die Buchenwälder Südschwedens heutzutage in größerem Umfang nur in den Gegenden bestehen, wo keine Gräber aus der Steinzeit zu finden sind“, schließt, daß „dies seine Ursache nur darin haben kann, daß die Küstengegenden schon während der Verbreitung der Buche Kulturland waren, in welchen die Buche am Keimen verhindert wurde“, nicht beizustimmen. Es läßt sich aus jener Tatsache ja ebenso gut schließen, daß die neolithischen Bewohner Schwedens hauptsächlich die Gegenden dieses Landes besiedelt haben, in denen keine Buchen wachsen.

8. Warwara Polowzow: Experimentelle Untersuchungen über die Reizerscheinungen der Pflanzen,

mit besonderer Berücksichtigung der Einwirkung von Gasen[1]).

(Vorläufige Mitteilung.)

(Eingegangen am 24. Januar 1908.)

Der Zweck meiner Untersuchungen war, so weit wie möglich in einige Prozesse der Reizbarkeit der Pflanzen einzudringen, — einerseits den Gang der reagierenden Bewegungen Schritt für Schritt zu verfolgen, andererseits einzelne Momente des Prozesses hervorzuheben und näher zu untersuchen. Als Objekt der Untersuchung waren aus bestimmten Gründen hauptsächlich die Erscheinungen der Reizbarkeit der Pflanzen gegen Gase, und teilweise, wo es mir nötig schien, die Erscheinungen des Geotropismus gewählt.

Meine Arbeit habe ich in Bonn im Botanischen Institut der Landwirtschaftlichen Akademie bei Herrn Professor Dr. NOLL ausgeführt, dem ich schon hier meinen besten innigsten Dank für die ausgezeichneten Bedingungen der Arbeit in seinem Laboratorium, wie auch für die wertvollen Ratschläge, die mir von seiner Seite zuteil wurden, aussprechen will.

Abgrenzung des Gebietes der Untersuchung.

Die Erscheinungen der Reizbarkeit der Pflanzen gegen Gase wurden zuerst durch H. MOLISCH[2]) festgestellt und von ihm als Erscheinungen des Aerotropismus benannt. Unter dem Aerotropismus verstand MOLISCH die Fähigkeit der Pflanzen, durch bestimmte Bewegungen auf Luft- oder Gasdifferenzen in ihrer Umgebung zu reagieren.

Später sind diese Erscheinungen mehr quantitativ vermehrt als qualitativ vertieft worden. Es soll in den Erscheinungen des Aerotropismus eine Differenziation durchgeführt werden. Bis jetzt haben MOLISCH wie auch andere Forscher im Gebiete des Aerotropismus die Wirkung der Luft mit der Wirkung eines ihrer Bestandteile, nämlich des Sauerstoffs, identifiziert. Eine experimentelle Begründung für eine derartige Annahme war bis jetzt und ist auch gegenwärtig nicht vorhanden, andererseits sprechen sowohl die Versuche als auch die theoretischen Erwägungen gegen ihre Zulässigkeit.

---

[1]) Ein Bericht darüber war in der Sitzung der St. Petersburger Kaiserlichen Naturforscher-Gesellschaft, Sektion Botanik, in St. Petersburg den 24. Oktober 1907 erstattet.

[2]) MOLISCH, H., „Über die Ablenkung der Wurzeln von ihrer normalen Richtung durch Gase (Aerotropismus)." — Sitzgsber. der Kais. Akad. der Wissensch. zu Wien I. Abt., Juli-Heft 1884.

Luft ist ein mechanisches Gemisch vieler Gase. Von allen ihren Bestandteilen absehend, die bis jetzt noch nicht als Reizanlaß untersucht wurden, haben wir schon jetzt mindestens mit zwei wirksamen Teilen zu tun, nämlich mit Sauerstoff und Kohlensäure. Die Reizwirkung des Gemisches aber darf, wie PFEFFER gezeigt hat[1]), in keinem Falle mit Reizwirkung einer der Bestandteile identifiziert werden. Noch mehr — die Kraft der Einwirkung des Gemisches darf nicht als eine physikalische Resultante der einwirkenden Kräfte betrachtet werden und ebenso wird die Reaktion nicht als eine algebraische Summe vieler einzelner Reaktionen charakterisiert werden können[2]).

Also wenn wir mit der Erscheinung der Reizeinwirkung eines Gemisches zu tun haben, haben wir zugleich mit einer komplizierten und mit einer einheitlichen Erscheinung zu tun, wo viele einzelne Einwirkungen in der Perzeption des reagierenden Organismus vereinheitlicht sind.

Auf Grund dieser Erwägungen über die Einwirkung von Gemischen und der Versuche in dieser Beziehung von PFEFFER ist es nicht zulässig, ohne überzeugende experimentelle Begründung, die aber, wie gesagt, einstweilen fehlt, die Identität zwischen Luft als Reizanlaß mit Sauerstoff als Reizanlaß anzunehmen.

Die Benennung des Aerotropismus kann einstweilen für die noch wenig untersuchte und einen biologischen Charakter tragende Tätigkeit der Pflanzen auf einseitigen Luftmangel oder einseitige Luftzufuhr in ihrer Umgebung durch Bewegungen zu antworten beibehalten werden.

Für die Fähigkeit der Pflanzen auf die ungleichmäßige Verteilung dieses oder jenes einzelnen Gases in deren Umgebung zu reagieren schlage ich die Bezeichnung Aeroïdotropismus vor1).

---

[1]) PFEFFER, W., „Über chemotaktische Bewegungen von Bakterien, Flagellaten und Volvocineen.“ Unters. aus dem Bot. Inst. zu Tübingen, Bd. II, 1888. (Abschn. VIII. Die Reizschwelle und die Wirkung von Gemischen.) S. 628 ff.

[2]) PFEFFER, W., Pflanzenphysiologie. Bd. II, 1904, S. 362.

Hier will ich nur Versuche mit aeroïdotropischen Erscheinungen anführen. Versuche, die ich mit Aerotropismus ausgeführt habe, werde ich in meiner folgenden Arbeit angeben.

Methodische Forderungen.

Ich habe hauptsächlich die Einwirkungen von H, N, CO_2 und O auf verschiedene Pflanzen geprüft.

Wie gesagt, waren die Erscheinungen der Reaktion der Pflanzen auf die einseitige Einwirkung einiger Gase zuerst von MOLISCH konstatiert worden. Später wurden sie von SAMMET2) und BENNET3) mehr oder weniger systematisch und mit Anschluß an MOLISCH weiter geführt. Es waren hauptsächlich Wurzeln als Objekt der Untersuchung gebraucht worden. Die Ergebnisse der genannten Forscher stimmen aber nicht überein.

Ohne hier auf die Kritik der Einzelheiten einzugehen, will ich die methodischen Forderungen anführen, die als Gegensatz zu dem, was mir in den erwähnten Arbeiten als methodisch unzureichend schien, für meine eigene Versuchsanstellung maßgebend waren.

1. Die Pflanzen sollten in normalen Bedingungen untersucht werden. Diese Forderung wurde dadurch befriedigt, daß als Objekt der Untersuchung nicht Wurzeln sondern hauptsächlich Stengel der normal in Erde wachsenden Pflanzen gebraucht wurden. Bis jetzt sind die Stengel nur einmal von SAMMET und zwar mit negativem Erfolge auf die Wirkung der Gase untersucht. Bei Anwendung einer entsprechenden Methodik

---

1) Aeroïdotropismus ist von dem griechischen Worte ἀεροειδής, d. h. „luftartig“, abgeleitet, dabei ist zuerst das Substantivum „aeroïd“ nach dem in den Naturwissenschaften üblichen Verfahren (so sphaeroïd, globoïd, anhydrid = anhydroïd, krystalloïd, colloïd usw.) gebildet, um in dieser Weise die Zusammensetzung „Gasotropismus“ zu vermeiden. — Das Wort „Gas“ ist späteren Ursprungs; es wurde von Joh. Bapt. VAN HELMONT (1577—1644) eingeführt und eignet sich also nicht dazu, um mit dem Worte griechischen Ursprungs „Tropismus“ verbunden zu werden.

2) SAMMET, R., „Untersuchungen über Chemotropismus und verwandte Erscheinungen bei Wurzeln, Sprossen und Pilzfäden“ Inaug. Diss. Leipzig 1905.

3) BENNET, M. E., „Are roots aerotropic?“ Bot. Gaz. Vol. XXXVII. 1904.

haben sie sich aber als äußerst geeignete und empfindliche Objekte erwiesen.

2. Die Pflanzen sollten nicht unmittelbar vor dem Versuche in den Apparat übergeführt, sondern erst an den Apparat gewöhnt werden. Die Töpfchen mit den Pflanzen wurden mindestens 24 Stunden oder mehr vor dem Versuche in den Apparat gestellt.

3. Es sollen alle Bedingungen des Versuches möglichst vollständig bestimmt werden. Um dem Wechsel der Beleuchtung und der Temperatur vorzubeugen, wurden alle Versuche im Dunkelraume ausgeführt. Im Apparate, in dem die Versuche ausgeführt wurden, wurde die Atmosphäre immer dampfgesättigt gehalten.

Die Temperatur und die Feuchtigkeit des einwirkenden Gases waren denen im Apparate gleich. Dabei wurde:

a) die Menge des diffundierten Gases bei den vorhandenen Bedingungen der Temperatur und des Druckes mittels eines geeigneten Apparates, nach den Angaben von BUNSEN[1]), mit möglichst großer Genauigkeit festgestellt;

b) während des ganzen Verlaufes des Versuches blieben die Gasdifferenzen in der Umgebung der Pflanzen denen am Anfang des Versuches gleich;

c) der Anhäufung des Gases im Apparate, die nach dem WEBER'schen Gesetz die Empfindlichkeit der Pflanzen zu der weiteren Diffusion modifizieren konnte, wurde entweder durch Verbindung des Apparates mit der umgebenden Atmosphäre, durch Aussaugen oder durch Absorption usw. vorgebeugt.

4. Die Perioden des Anmerkens der Resultate sollten nicht durch die Willkür des Beobachters, sondern durch seine Erwägungen auf Grund des Prozeßverlaufes bestimmt werden. Das konnte nur durch kontinuierliche Beobachtung geschehen.

5. Der Prozeß sollte Schritt für Schritt verfolgt werden. Die Möglichkeit dieser ununterbrochenen Beobachtung gab das Horizontalmikroskop, welches als systematisches Werkzeug der Untersuchung gebraucht wurde. Die Vergrößerung blieb klein (1 Teilung des Mikrometers gleich 0,25 mm), um die ständige Beobachtung zu ermöglichen und in keinem Falle die normalen Bedingungen des Versuches zu stören.

---

1) BUNSEN, K. „Gasometrische Methoden.“ Braunschweig. 2. Aufl. 1877.

6. Es sollten die Unbestimmtheiten des „summarischen Verfahrens“ vermieden werden. Man untersucht dabei Objekte mit ganz verschiedenen und unbestimmten Eigenschaften des Wachstums, der Nutation, der Stimmung usw., und es werden ohne genügende Gründe alle in dem einen willkürlich gewählten Momente beobachteten Krümmungen oder Nicht-Krümmungen auf die Rechnung des einen untersuchten Reizanlasses bezogen, das heißt es wird das, was ganz verschiedenartig sein kann, ohne Bedenken als gleichartig zusammengefasst.

Ich habe anstatt des summarischen Verfahrens das singulare Verfahren angewandt. — Jede Pflanze sollte für sich untersucht werden. Vor dem Versuche sollten die Verhältnisse des Wachstums, ebenso der Nutation mittelst des Horizontalmikroskopes festgestellt werden, so daß man keine Gefahr laufen konnte, die reagierenden Bewegungen mit Nutationsbewegungen oder irgend welchen anderen Krümmungen zu verwechseln[1]).

Die individuellen Unterschiede können durch Untersuchung vieler einzelner Individuen, aber jedesmal als Individuen, beseitigt werden.

Was meine Versuchsanstellung im einzelnen betrifft werde ich sie genau, ebenso wie die Abbildungen, in der später folgenden Arbeit angeben; hier will ich nur hinzufügen, daß ich Gasströme verschiedener Schnelligkeit = Einwirkungsstärke gebraucht habe, die durch ein System von Glasröhren geleitet wurden; in die Kette der Glasröhren war im Apparat, in dem die Pflanze sich befand, unmittelbar vor der Pflanze ein gebranntes aber nicht glasiertes Tonrohrstück eingeschaltet.

Indem der Strom des Gases durch die Röhre ging, diffundierte ein für jede Stärke des Stromes bestimmter Teil davon aus dem Tonrohre aus und wirkte auf die Pflanze ein. Die Stelle der Einwirkung ebenso wie die Entfernung des Rohres von der Pflanze konnte, ohne die Pflanze selbst zu berühren, durch eine leichte Handhabung der Glasröhre außerhalb des Apparates reguliert werden.

Einige allgemeine Ergebnisse.

Wie schon erwähnt, habe ich hauptsächlich mit Sprossen

---

1) Mit den neu auftretenden Nutationen, wie sie z. B. bei Verunreinigung der Luft mit Leuchtgas usw. von MOLISCH, NELJUBOW, RICHTER beobachtet waren, hat man hier, wie die entsprechenden Versuche gezeigt haben, nicht zu tun.

höherer Pflanzen gearbeitet. Indem ich die aufgestellten methodischen Forderungen in meinen Versuchen durchführte, gelang es mir, Reaktionen bei fast allen von SAMMET untersuchten und als indifferent bezeichneten Sprossen und bei mehreren anderen zu erzielen.

Es erwiesen sich in meinen Versuchen folgende Pflanzen als aeroïdotropisch empfindlich und reaktionsfähig: *Brassica Napus* und *B. Rapa*, *Sinapis alba*, *Vicia sativa* und *V. faba*, *Pisum sativum*, *Helianthus annuus*, *Lupinus albus* und *Phaseolus multiflorus*. Ebenso müssen die Fruchtträger von *Phycomyces nitens* als empfindlich gegen CO_2 anerkannt werden. Abweichendes Verhalten zeigten die Gramineen, — *Triticum vulgare, Sceale cereale, Hordeum vulgare, Avena sativa,* in verschiedenen Stadien der Entwicklung geprüft, zeigten sich als indifferent.

Was einzelne Gase betrifft, so haben sich zwei davon, nämlich Wasserstoff und Stickstoff, als unwirksam erwiesen. Die Krümmungen gegen Stickstoff, die MOLISCH beobachtet hat, und die ich auch bei meinen ersten Versuchen bemerkt habe, erwiesen sich bei genauer Prüfung als Resultate der Verunreinigung des Gases, was mir später die Kontrollversuche bestätigt haben. In absolut reinem Zustande konnten weder schwache noch stärkere Ströme von Stickstoff in meinen Versuchen eine Reaktion hervorrufen.

Sauerstoff und Kohlensäure sind beide als Reizanlässe wirksam. Als das beste Reizmittel für meine oben erwähnten Zwecke — den Gang des Prozesses zu untersuchen und dessen einzelne Momente näher zu präzisieren — hat sich Kohlensäure erwiesen; darum habe ich darauf meine Hauptaufmerksamkeit gelenkt, und hier werde ich hauptsächlich die Ergebnisse der Reizung mit Kohlensäure anführen.

Um vor allen möglichen schädlichen Beimischungen sicher zu sein, habe ich Kohlensäure aus Mineralquellen, in einer Bombe aufbewahrt, gebraucht.

Um den Einwand über den möglichen Hydrotropismus zu beseitigen, habe ich Kontroll-Versuche mit Luftströmen ausgeführt — Luftströme derselben Feuchtigkeit und Temperatur, auch derselben und größerer Diffusionsstärke (durch Überdruck erhalten) wie Kohlensäureströme haben sich bei allen anderen gleichen Bedingungen als durchaus unwirksam erwiesen. Sobald der Luftstrom durch Kohlensäurestrom ersetzt wurde, kam auch die Reaktion zustande.

Ergebnisse der Untersuchung über den allmählichen Gang des Prozesses.

Die Mehrzahl meiner Versuche habe ich mit Hypokotylen von *Helianthus annuus* ausgeführt. Ich leitete Ströme verschiedener Stärke durch die Röhre des Apparates, so daß ein bestimmter Teil davon durch das Tonrohr auf die Pflanze diffundierte (und zwar ununterbrochen, nicht intermittierend, was der beharrliche Manometerstand anzeigte) und als Reizanlaß eine reagierende Bewegung hervorrief.

Ströme „1. Ordnung" gaben eine Diffusion, die 0,015 ccm in 1 Sekunde bei 20° C („Normaltemperatur" meiner Versuche) und 80 mm Wassersäule („Normaldruck" meiner Versuche) gleich war. Bei den Strömen „2. Ordnung" war die Diffusion eine doppelte, also ungefähr 0,03 ccm in 1 Sek. bei den „normalen" Temperatur- und Druck-Verhältnissen. Endlich habe ich stärkere Ströme gebraucht mit Diffusion des Gases nicht durch das Tonrohr, sondern aus einem offenen Glasrohre, indem in jeder Sekunde 0,3 ccm, manchmal sogar mehr, auf die Pflanze einwirkte.

Dabei habe ich folgende Resultate, die in meinen Versuchsprotokollen zahlenmäßig ausgedrückt sind, erhalten:

Ströme der CO_2 1. Ordnung riefen in größter Mehrzahl der untersuchten Pflanzen zuerst eine positive Krümmung zu dem Gase hervor, die aber bei längerer Einwirkungsdauer in eine negative überging.

Die positiven Krümmungen dürfen nicht als erstes Stadium des späteren Prozesses angesehen werden, sondern als eine selbständige Reaktion auf die kurze Einwirkungsdauer der kleinen Mengen der einwirkenden CO_2. Wenn man den Strom vor der Erreichung der zeitlichen Reizschwelle für die negative Krümmung abstellt, so kommt nur eine ausgeprägte positive Krümmung zustande. Diese „anlockende" Wirkung von CO_2 war auch teilweise von MOLISCH und mit größerer Bestimmtheit von SAMMET für Wurzeln festgestellt und läßt sich aus der Tatsache verstehen, daß das Optimum von CO_2 für das Leben der Pflanzen höher als ihr Gehalt in der Luft liegt[1]).

Ströme 2. Ordnung veranlaßten vom Anfang an eine negative Krümmung von dem Rohre weg.

---

[1]) So z. B. CHAPIN P., „Einfluß der Kohlensäure auf das Wachstum" Flora Erg. Bd. 91. 1902.

Stärkere Ströme hatten immer und sofort eine negative Krümmung zur Folge.

Der Reaktionsverlauf aber zeigte in allen Fällen, ob negativ oder positiv, ob schneller bei stärkeren und längeren oder langsamer bei schwächeren und kürzeren Einwirkungen in den Hauptpunkten denselben Charakter. Darum will ich hier nur zwei Beispiele aus den zahlreichen Tabellen, die ich besitze, anführen, die zahlenmäßig diesen Charakter ausdrücken.

Ich wähle zuerst einen Versuch mit der Einwirkung des schwächsten Stromes.

Die Mikrometerangaben gebe ich so, wie ich sie bei dem Versuche notiert habe, ohne sie auf eine Einheit zu bringen[1]).

Um 10 Uhr 20 Min. stand der 11 Teilungen des Mikrometers dicke Sproß zwischen den Mikrometerteilstrichen 41,5 und 52,5; ich habe mir meistens den Stand der beiden Seiten des Sprosses notiert, für die Beschreibung des Versuches ist aber jede Reihe für sich genügend.

Um 10 Uhr 20 Minuten wurde der Strom erster Ordnung geöffnet[2]).

Zeit.	Mikrometer-Angaben.	
10 Uhr 20 Min.	41,5	Der Strom geöffnet.
25 „	40,5	Anfang einer Zu-Krümmung.
30 „	38,5	
35 „	35,5	Beschleunigung der Zu-Krümmung.
40 „	33	
45 „	32	Verlangsamung der Zu-Krümmung.
50 „	32	Stillstand.
55 „	33	Anfang der Weg-Krümmung.
11 „ 00 „	34,5	
11 „ 05 „	37	
10 „	39	
15 „	41	
20 „	42	
25 „	44	
30 „	46	
35 „	49	Beschleunigung der Weg-Krümmung.

---

[1]) Die Mikrometerscala wurde gewöhnlich auf den Teil des Sprosses unter den Cotyledonen aufgestellt, das Tonrohr ungefähr 1 cm niedriger.

[2]) Alle Waschflaschen waren mit CO_2 gefüllt, so daß die Diffusion der CO_2 unmittelbar nach dem Öffnen des Stromes anfangen konnte. Die Notizen wurden alle 5 Minuten gemacht, indem die Pflanze für einen Moment durch eine Kerze einmal von der einen, das andere Mal von der anderen Seite beleuchtet wurde. Die Kontrollversuche haben gezeigt, daß heliotropische Krümmungen dabei ausgeschlossen blieben.

Zeit.	Mikrometer-Angaben.	
11 Uhr 40 „	52	
45 „	55	
50 „	61	9 Teilungen in 5 Minuten.
55 „	70	

Der Strom ist abgestellt, es folgt die Nachwirkung.

Zeit.	Mikrometer-Angaben.	
12 Uhr 00 Min.	75	
05 „	80	
10 „	85	
15 „	88	
20 „	88,5	Deutliche Verlangsamung.
25 „	89	
30 „	89	Stillstand.
35 „	87	Anfang des Zurückkehrens in die normale Lage.
40 „	85	
45 „	82	
50 „	79	

usw.

In diesem Versuche sehen wir zuerst eine Zukrümmung, dann kommt ein Moment des Stillstandes und nun erst fängt eine Wegkrümmung an. Von hier an zeigt der Reaktionsverlauf den Charakter, der allen Versuchen, bei jeder Stromintensität, die als Reizanlaß wirkt, eigen ist. Die Bewegung geht zuerst langsam, dann immer und immer schneller; nach dem Abstellen des Stromes dauert sie als Nachwirkung fort; die Beschleunigung aber läßt sich nicht weiter bemerken; es kommt bald eine Verlangsamung der Bewegung und dann der Stillstand, der 5 bis 10 Minuten dauert. Nach dem Stillstande fängt das Zurückkehren in die normale Lage an.

Ich will noch einen Versuch mit dem Strome 2. Ordnung angeben, werde aber die Beschreibung in etwas größere Perioden zusammenfassen, da das allgemeine Bild der Bewegung, ebenso wie die Art und Weise der Notizenführung durch das erste Beispiel deutlich ist und andererseits im Kapitel über die Reaktionszeiten noch einmal vorkommen wird.

Um 4 Uhr 25 Minuten wurde der Strom der CO_2 2. Ordnung geöffnet. Nach 5 Minuten hat der Sproß einen Teilstrich von dem Rohre zurückgelegt; in den nächsten 5 Minuten zwei Teilstriche und so fort. Um 5 Uhr war die Wegkrümmung mit unbewaffnetem Auge sichtbar. Nach einer Stunde wurde der Strom abgestellt. Die Nachwirkung dauerte noch 40 Minuten, 30 Minuten ging noch die Wegkrümmung, sich verlangsamend, weiter, der dann für 10 Minuten Stillstand folgte. Um 6 Uhr 10 Minuten hatte die Zurückbewegung angefangen, die dann mit Beschleunigung die Pflanze in ihre normale Lage zurückbrachte.

Stärkere Ströme riefen eine fast momentane Reaktion hervor, deren Richtung durch Einwirkung des Stromes auf eine andere Flanke schnell verändert werden konnte.

Indem der allgemeine Charakter des Reaktionsverlaufes in allen Fällen derselbe bleibt, ist die Dauer und die Intensität der Reaktion von der Intensität und der Dauer der Einwirkung abhängig; auch die Zeit der Nachwirkung wird entsprechend verlangsamt oder verkürzt.

Die Reaktion ist aber nicht nur eine Funktion der Dauer und der Intensität der Einwirkung, sondern auch der Reaktionsfähigkeit des Objektes im weiten Sinne des Wortes: sie hängt vor allem von den Wachstumsbedingungen der Pflanze ab. Die aeroïdotropischen Krümmungen sind Wachstumserscheinungen. Eine große Menge der Versuche hat unstreitig gezeigt, daß ohne Wachstum jede aeroïdotropische Reaktion unterbleibt.

Einzelne Momente des Prozesses.

Trennung der Perzeption und Aktion. Es wurde zuerst von MOLISCH, dann von SAMMET festgestellt, daß die Perzeption des Reizes durch Gase von der Reaktion nicht getrennt erscheint: d. h. nach ihrer Meinung haben wir es im Aeroïdotropismus mit einer direkten Reizbarkeit nach dem Ausdrucke von ROTHERT[1]) zu tun.

Dieses Resultat wurde mittels der Methode des Dekapitierens erhalten.

Die Dekapitierungsmethode aber ist nur als Orientierungsmethode und nur so weit zulässig als sie die Reaktion nicht verhindert. Sobald eine dekapitierte Pflanze keine Reaktion mehr aufweist, darf überhaupt keine Schlußfolgerung über das Vorhandensein oder Nichtvorhandensein der Perzeption gemacht werden.

In meinen Versuchen hatte das Abschneiden der Sproßspitze bis zu 10 mm keine Beseitigung der Reaktion zur Folge.

---

1) ROTHERT, W., „Über Heliotropismus“ COHN's Beiträge. Bd. VII. 1896. S. 168.

Dieses Resultat aber läßt die eigentliche Frage über die Selbständigkeit der Perzeption und Aktion, wie es mir scheint, unberührt.

Das Wesen der Frage liegt in der Möglichkeit oder Unmöglichkeit einer Fortleitung der Reizung, d. h. des Eintretens der Reaktion in einer mehr oder minder großen Entfernung von der gereizten Stelle.

Wenn die Reizleitung zu konstatieren ist, so müssen wir, ganz unabhängig davon, ob spezielle Organe oder bestimmt lokalisierte Gebiete der Perzeption und Aktion gefunden werden oder nicht, diesen beiden Funktionen eine gewisse Selbständigkeit zugestehen.

Die Methode der lokalisierten Reizung gab mir die Möglichkeit, für Aeroïdotropismus die Tatsache der Reizleitung zu konstatieren.

Der Weg, den ich dabei gewählt habe, war der folgende. Der Strom 2. Ordnung von CO_2 zeigt keine Wirkung, wenn die Pflanze ein Zentimeter weit von dem Tonrohre entfernt ist; er ruft dann auch keine positive Krümmung hervor. Auf Grund dieser Tatsache gelangte ich zu folgender Überlegung: Wenn bei der Einwirkung des Stromes 2. Ordnung auf die in 2 mm Abstand von dem Rohre befindlichen älteren Stengelteile eine normal orientierte und verlaufende Krümmung in den jüngeren krümmungsfähigen, aber bis einige Zentimeter weiter entfernten Stengelregion auftritt, so wird dies unbestreitbar als Erfolg einer übergeleiteten Erregung betrachtet werden können.

Die Krümmung fängt gewöhnlich im oberen Teile des wachsenden Sprosses an; — im Falle eine Reizleitung in der Tat stattfindet, kann man also erwarten, den mikroskopisch sichtbaren Anfang der Krümmung oben auftreten zu sehen, nachdem die Reizung einige Zentimeter tiefer erfolgt war.

Die Beobachtung hat meine Vermutung bestätigt. Indem ich die Pflanzen 2, 3, 4 und sogar 5 cm unter der Spitze gereizt habe, konnte ich im Mikroskope, manchmal auch schon mit unbewaffnetem Auge, den Anfang der Krümmung oder sogar die ganze Reaktions-Bewegung unweit der Spitze, also mehr als in 1 cm Entfernung von der gereizten Zone, beobachten, wobei der unmittelbar gereizte Teil am Anfang des Versuches oder überhaupt seine Stellung gegen das Rohr unverändert behielt.

In einigen Fällen wurden sogar die Krümmungen höher als 1 cm über dem direkt gereizten Teile fixiert, was unbestreitbar zeigte, daß schon hier das Wachstum während des Versuches eingestellt und also die Reizung von der nicht wachsenden Zone perzipiert wurde.

Diese Versuche bestätigen die Ansicht ROTHERT's, daß die Empfindlichkeit in Organismen länger als die Reaktionsfähigkeit bewahrt bleiben kann[1]).

Die erhaltenen Ergebnisse scheinen die Leitung der aeroïdotropischen Erregung und damit eine gewisse Selbständigkeit der Perzeption und Reaktion festzustellen.

Zur Frage der Präsentations- und Reaktionszeit.

Diese Begriffe wurden in die Pflanzenphysiologie hauptsächlich durch CZAPEK eingeführt[2]). In der letzten Zeit wurden sie besonders eingehend von FITTING besprochen[3]). BACH hat die Präsentations- und Reaktionszeit auf ihre Abhängigkeit von verschiedenen äußeren Faktoren untersucht[4]).

Unter Präsentationszeit versteht man die Zeitdauer, „welche nötig ist, um eine Erregung zu induzieren, die nach der Sistierung des Reizes eine eben merkliche Nachwirkungsbewegung zur Folge hat“[5]).

Als Reaktionszeit bezeichnet man die Zeitdauer, die zwischen dem Anfang der Reizung und dem Reaktionsbeginn verläuft. Die Reaktionszeit ist ein Begriff, der schon längst in der Wissenschaft eingebürgert ist und einen ganz bestimmten Sinn hat. Anders mit dem Begriffe der Präsentationszeit. Ihr Wesen und ihre Begrenzung scheinen mir weder experimentell noch theoretisch sicher zu sein.

Es ist von Interesse, einige vergleichende Beispiele ihrer experimentellen Bestimmung anzuführen.

Für Hypokotyle von *Helianthus annuus* hat CZAPEK die Präsentationszeit für Geotropismus gleich 20 Minuten festgestellt[6]);

---

[1]) ROTHERT 1896. l. c. S. 180.

[2]) CZAPEK, FR., „Weitere Beiträge zur Kenntnis der geotropischen Reizbewegungen“ Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. 32. 1898.

DERS.: „Über den Vorgang der geotropischen Reizperzeption in der Wurzelspitze“. Ber. d. D. Bot.-Ges. Bd. XIX. 1901.

[3]) FITTING, H., „Untersuchungen über den geotropischen Reizvorgang.“ Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. 41. 1905.

[4]) BACH, H., „Über die Abhängigkeit der geotropischen Präsentations- und Reaktionszeit von verschiedenen äußeren Faktoren.“ Jahrb. f. wiss. Bot, Bd. 44. 1907.

[5]) PFEFFER, W. 1904 l. c. S. 623. S. auch FITTING 1905 l. c. S. 285.

[6]) CZAPEK, 1898 l. c. S. 185.

FITTING für dasselbe Objekt 5—6 Minuten[1]); BACH ungefähr 3 Minuten[2]). Für Epikotyle von *Phaseolus multiflorus* — nach CZAPEK 50 Minuten; nach FITTING 6—7 Minuten; nach BACH 3—4 Minuten.

Diese Mannigfaltigkeit der experimentellen Angaben wird verständlich, wenn man näher betrachtet, auf welche Art und Weise sie erhalten wurden.

1. Aus der angeführten Definition der Präsentationszeit ist ersichtlich, daß für ihre experimentelle Feststellung das Erscheinen oder Nichterscheinen der Reaktions-Bewegung als Nachwirkung maßgebend ist. Diese Bewegung ist aber, ganz abgesehen von der Wirkung des Reizanlasses als solchem und von dem von ihm ausgelösten Prozesse, durch viele andere äußere und innere Faktoren, wie Wachstum und dergl. mitbestimmt. Die zeitlichen Differenzen, die durch diese Faktoren hervorgerufen sein können, dürfen aber in keinem Falle auf die zeitlichen Beziehungen der durch den Reiz veranlaßten inneren Prozesse überhaupt übertragen werden. Der Einfluß dieser selbständigen parallelwirkenden Faktoren ist nirgends bei den experimentellen Bestimmungen der Präsentationszeit berücksichtigt. Ohne diese Berücksichtigung können aber die angeführten Zahlen keinen relativen Wert haben.

2. Andererseits finden wir in der angeführten Definition, daß die experimentelle Bestimmung der Präsentationszeit nicht von der Bewegung überhaupt, sondern von der „eben merklichen“ Bewegung als Nachwirkung abhängig gemacht wird.

Diese „ebenmerkliche“ Bewegung wird mit dem unbewaffneten Auge des Forschers festgestellt. Es können aber die Angaben auf Grund der Beobachtung mit unbewaffnetem Auge über die „eben merklichen“ Bewegungserscheinungen ebensowenig als wissenschaftlich geltende anerkannt werden, wie z. B. die Bestimmungen der eben merklichen Temperatur- oder Druckverhältnisse in unseren Experimenten durch die Angaben unseres unmittelbaren Temperatur- oder Druck- und Tastgefühls es sein könnten. In allen diesen Fällen fordern die Messungen in gleichem Maße eine empfindlichere „Vermittelung“. Der Gebrauch des Ablese-Mikroskopes sollte als eine unbedingt notwendige Forderung für die Bestimmung der Bewegungserscheinungen mit einem für alle gleich verständlichem Genauigkeitsgrade anerkannt werden.

---

[1] FITTING, 1905 l. c. S. 394.

[2] BACH. 1907 l. c. S. 63. S. auch S. 64, 65.

Die angeführten experimentellen Bestimmungen der Präsentationszeit werden also auch von diesem methodischen Standpunkte, der für die vergleichbaren Messungen bestimmte Forderungen stellt, als unzureichend erscheinen.

Experimentell nicht exakt festgestellt, bleibt der Begriff der Präsentationszeit auch seinem Wesen nach undeutlich.

Eine Kritik des bisherigen Gebrauches dieses Begriffes kann man teilweise in der oben erwähnten Arbeit von FITTING finden. Nach den kritischen Bemerkungen versucht FITTING selbst „das Wesen der Präsentationszeit“ näher zu bestimmen, indem er sie in eine direkte Beziehung zur „Reaktionszeit“ und zur „Relaxationszeit“ stellt[1]).

Das Wesen der Präsentationszeit scheint mir aber auch durch diese Beziehung nicht aufgehellt, da das Wesen der „Relaxationszeit“ selbst noch einer Begründung harrt. Die vier Punkte, die FITTING S. 363 angibt, von denen nach seiner Meinung die Präsentationszeit abhängig sein könnte, sind für ihr Verständnis noch nicht genügend. Man braucht z. B. nur die Erwägungen ROTHERT's[2]) zu berücksichtigen, der nicht nur zwischen Erregungsprozessen und Reaktionsprozessen unterscheidet, sondern sie so zu sagen verdoppelt, indem er noch die Prozesse der Empfindlichkeit von denen der Reizbarkeit in jedem Reizvorgange und, wie mir scheint, mit vollem Rechte von einander trennt[3]).

Der Begriff der Reaktionszeit ist, wie schon erwähnt wurde, ganz eindeutig, obwohl ihre experimentellen Bestimmungen aus den schon für die experimentelle Bestimmung der Präsentationszeit erwähnten Gründen — 1. wegen Mangel an Differentiation verschiedener Faktoren, die mit dem Reizanlasse auf die Bewegung parallel wirken und 2. wegen der Beobachtungen der eben merklichen, erst anfangenden Bewegungen mit unbewaffnetem Auge — nicht weniger als die der Präsentationszeit schwanken[4]). Indem man aber diese Mängel beseitigen wollte, könnte ihre wissenschaftliche Bearbeitung einen Grund für jede weitere Differentiation des Reizvorganges bieten.

---

1) FITTING, 1905. Abschn. XII. S. 362 ff.

2) ROTHERT. 1896 l. c. §. 69, S. 164 ff.

3) Eine analoge Scheidung hat FR. NOLL in seiner Arbeit „Über Heterogene Induktion“, Leipzig 1892, angezeigt.

4) S. z. B. BACH 1907 l. c u. a. Es scheint mir nicht wünschenswert, diese Schwankungen ohne weiteres auf die Schwankungen der Empfindlichkeit wie es einige Autoren machen, zurückzuführen, solange man ganz reelle, der experimentellen Untersuchung zugängliche Gründe dazu finden kann.

Auf dem Gebiete der taktischen Erscheinungen, wo die Versuche immer mit Hilfe des Mikroskopes ausgeführt wurden, und wo wir, z. B. bei PFEFFER[1]), Ausgangspunkte für die meisten gegenwärtigen Probleme der Tropismen finden können, wurden die Reaktionszeiten ganz minimal, nur wenigen Sekunden gleich, festgestellt; für die tropistischen Erscheinungen hingegen wurden die Reaktionszeiten (mit wenigen Ausnahmen — so z. B. Ranken — PFEFFER, FITTING) im allgemeinen sehr groß gefunden. So können nach CZAPEK[2]) die Reaktionszeiten für Geotropismus nicht kleiner als gleich 20 Minuten ausfallen; gewöhnlich aber sind sie noch viel größer, bis 1 Stunde und mehr angegeben[3]).

In meinen Versuchen hat nun die mikroskopische Beobachtung der höheren Pflanzen keine viel größeren Werte für deren Reaktionszeiten als die bei den taktischen Erscheinungen beobachteten ergeben.

Ich habe schon erwähnt, daß bei aeroïdotropischen Untersuchungen bei stärkeren Strömen des einwirkenden Gases die Reaktionszeiten nur gleich wenigen Sekunden waren. Ich habe es für nötig gefunden, außerdem geotropische Erscheinungen, wo die Frage über die Reaktions- und Präsentationszeit am meisten diskutiert wurde, auch in Betracht zu ziehen.

Einstweilen habe ich Versuche nur mit der Schwerkraft g ausgeführt und dabei ganz minimale Reaktionszeiten erwartet, da, wie bekannt, die Größe g bedeutend die Reizschwelle für Schwerkraft, die als 0,001 bestimmt war[4]), übersteigt, und also einen Reizanlaß großer Intensität vorstellt. Die Versuche haben meine Vermutung vollständig bestätigt.

Die entsprechenden Resultate von MOISESCU[5]) können nicht in Betracht kommen, da bei seiner Versuchsanstellung die geotropische Bewegung durch eine mechanische Senkung verdeckt sein mußte.

BACH[6]) hat die Resultate von MOISESCU einer Prüfung unterworfen; er hat aber auch keine definitiven Maßregeln für das völlige Ausschließen der mechanischen Einwirkung von Schwerkraft vorgenommen.

---

[1]) PFEFFER, W., „Locomotorische Richtungsbewegungen durch chemische Reize." — Ber. d. D. Bot. Ges., Bd. I, 1883; Unters. aus dem Bot. Inst. zu Tübingen, Bd. I, 1884. DERS. 1888, l. c.

[2]) CZAPEK 1901 l. c.

[3]) CZAPEK 1898 l. c., S. 186. — BACH 1907 l. c. u. a.

[4]) CZAPEK 1898 l. c., S. 193.

[5]) MOISESCU, N., „Kleine Mitteilung über die Anwendung des horizontalen Mikroskopes zur Bestimmung der Reaktionszeit." Ber. d. D. Bot. Ges. Bd. XXIII, 1905.

[6]) BACH 1907 l. c., Kap. VII, S. 113 ff.

Ich habe meine Versuche in folgender Weise angestellt:

Ein Töpfchen mit dem Keimling wurde auf einem Gestelle so befestigt, daß man es in einer bestimmten Richtung senkrecht zu dem Mikroskop-Rohre hinlegen und dann wieder in dieselbe Lage aufstellen konnte.

Vor dem Versuche wurde der Keimling wie üblich zuerst auf sein Wachstum und seine Nutation geprüft. Dann wurde das Töpfchen für 1, 2, 3 Minuten hingelegt, dann wieder aufgestellt und die Reaktion sofort als Nachwirkung untersucht. Es sollte dabei also die reagierende Bewegung, im Falle sie induziert worden sein sollte, 1. der Senkbewegung entgegengehen und 2. den Stengel aus seiner normalen senkrechten Lage bringen.

Allerdings kann hier die Elastizität des Sprosses bis zu einem gewissen Grade eine gleichgerichtete Bewegung bedingen. Es konnte zwar diese Bewegung durch Unterstützung des Keimlings bei der Hinlegung beseitigt werden, da aber die Unterstützung wieder neue Reizeinwirkungen, so z. B. die Einwirkung durch Kontakt mit sich bringen konnte, habe ich es vorgezogen, ohne Unterstützung zu arbeiten.

Ich habe aber mittels entsprechender Versuche mit nicht reaktionsfähigen Pflanzen, auch mit elastischen anorganischen Substanzen (so mit langen Streifen von Karton und mit Eisendraht) die elastischen Rückbewegungen mikroskopisch studiert. Die ausführlichen Ergebnisse dieser Versuche werde ich in der späteren Arbeit angeben — sie zeigen, daß die elastische Ausgleichung der Durchbiegung einen ganz anderen Charakter als die beobachteten geotropischen Bewegungen trägt.

So z. B.: es folgt jeder geotropischen Bewegung, auch einer ganz minimalen, nach der vollzogenen Nachwirkung die Bewegung des Zurücktretens der Pflanze in die normale senkrechte Lage. — Nach einer elastischen Ausgleichung der Durchbiegung aber war bei den Bedingungen meiner Versuchsanstellung nie eine entsprechende Rückbewegung bemerkbar.

Hier will ich nun die Hauptresultate, die ich erhalten habe, anführen.

Jede Dauer der Reizung mit der Kraft g in horizontaler Lage ruft eine fast momentan im Mikroskope sichtbare Reaktion hervor (gutes Wachstum vorausgesetzt).

Grosse Unterschiede je nach der Reizungsdauer hingegen sind in den Reaktionsdauern und in den Reaktionsintensitäten zu beobachten. Die gut wachsenden Sprosse, die fünf Minuten lang gereizt waren, gaben eine Reaktion, die mehr als 2 Stunden dauerte[1]) und eine mit unbewaffnetem Auge sichtbare ausgeprägte Krümmung zeigte. Andererseits löste eine 1 Minute lange Induktion eine Reaktion aus, die nur ungefähr 30 Minuten zu beobachten war und schwächer ausfiel.

Nach der Reaktion wurde in allen Fällen zuerst ein Stillstand, dann ein Zurückkehren in die normale Lage beobachtet.

Die Tabellen, die diese Verhältnisse zahlenmässig ausdrücken, werde ich in meiner späteren ausführlichen Arbeit anführen, hier will ich nur eine Tabelle als Beispiel angeben.

Der Sproß von *Helianthus* zeigt im Mikroskope ein ausgezeichnetes Wachstum und keine Nutation in der Ebene der Beobachtung.

Für 1 Minute ist das Töpfchen mit dem Sprosse nach links horizontal gelegt und dann wieder aufgerichtet worden.

Im Mikroskope sieht man sofort eine dauernde Bewegung des Keimlings nach rechts, also in induzierter Richtung.

Zeit.	Mikrometer-Angaben.	
2 Uhr 56 Min.	48—60	
57 „	44	
58 „	43	
3 „ 01 „	41	
03 „	40	Die Krümmung ist mit unbewaffnetem Auge sichtbar.
11 „	35,8	
14 „	34	
17 „	32	Verlangsamung der Bewegung.
20 „	31	
25 „	29	
30 „	28	
35 „	27,5	
45 „	27,5	Stillstand.
50 „	27,8	Zurückkehren in die normale Lage.
55 „	28,5	
4 „ 00 „	29,2	
4 „ 05 „	30,1	
10 „	31	usw.

Die Spitze kehrt schneller zurück und es beginnt um 4 h 10′ eine S-Krümmung sichtbar zu sein.

---

[1]) Als Dauer der Reaktion bezeichne ich die Zeit vom Anfang der geotropischen Krümmung bis zum Anfang der autotropischen Ausgleichung.

Der Reaktionsverlauf ist, wie man aus der Tabelle sieht, in seinen Hauptpunkten dem Reaktionsverlauf beim Aeroïdotropismus ähnlich, wie es auch sein söllte, da die Reaktionsprozesse öfters gleich sind auch in den Fällen, wo die Perzeptionen von einander abweichen.

Man sieht daraus, daß sogar das Mikroskop kaum ausreicht, um die Dauer der Reaktionszeit bei stärkeren Reizanlässen zu ermitteln, so schnell verlaufen die Reaktionsprozesse bei den untersuchten gesunden Objekten. Es ist sehr wünschenswert, die feineren Methoden der Tier-Physiologie und Psycho-Physiologie, die Hundertstel und Tausendstel der Sekunde festzustellen erlauben, auch in die Pflanzenphysiologie einzuführen. Jedenfalls aber stellen einstweilen die mikroskopischen Beobachtungen der Frage über die Reaktionszeit festere Grenzen.

Für schwächere Reizanlässe kann das Mikroskop mit Erfolg auch ohne weitere methodische Hilfsmittel für die Bestimmung der Reaktionszeiten angewendet werden.

Zur Frage der Perzeptionszeit.

Die minimale Zeitdauer, die dazu erforderlich ist, damit eine Pflanze einen Reiz „empfindet", hat FITTING als Perzeptionszeit bezeichnet[1]).

Diese Zeit der Einwirkung soll an sich ungenügend sein, um irgend eine sichtbare Reaktion auszulösen, also verliert man das Kriterium der direkten Bestimmung und es bleibt nichts übrig, als sie indirekt zu erschließen.

Als Methode ihrer indirekten Bestimmung ist seit WIESNER[2]) die Methode der intermittierenden Reizung gebraucht[3]).

Die kleinsten Zahlen für die Perzeptionszeit waren für die geotropische Reizung von FITTING aufgestellt. Er meint behaupten zu können, daß minimale Bruchteile einer Sekunde zur Perzeption des Schwerereizes genügen[4]).

Ich habe die Perzeptionszeit für aeroïdotropische Erscheinungen untersucht.

---

[1]) FITTING. 1905. l. c. S. 285.

[2]) WIESNER, J. „Die heliotropischen Erscheinungen im Pflanzenreiche." Denkschrift der Kaiserl. Ak. d. Wissensch. zu Wien. Mat. nat. Kl. II F. 1882.

[3]) Die neulich konstatierten Erscheinungen, die auch bei intermittierender Reizung nach dem TALBOTschen Gesetze auftreten (NATHANSOHN und PRINGSHEIM jun.), betreffen ein anderes Problem, als das der Zeitschwelle für Perception einer jeden Einwirkung bei intermittierender Reizung.

[4]) FITTING. 1905. l. c. S. 303.

Dafür aber sollte ich zuerst die allgemeine Frage, wie ich beim Aeroïdotropismus intermittierende Reizung zustande bringen konnte, entscheiden. Ich blieb bei dem Gedanken der JAMIN'schen Kette stehen.

Ohne hier auf die genaue Beschreibung des konstruierten Apparates einzugehen, will ich sein Hauptprinzip erklären. Er enthielt wieder als einen seiner Bestandteile ein System von Glasröhren, in deren Kette ein Tonrohrstück eingeschaltet war. Alle Röhren, auch das Tonrohr, hatten aber nur Kapillarlichtungen. Durch diese Röhren wurde eine Kette der Gasbläschen und Quecksilbersäulchen geleitet, so daß im Tonrohre jedes Gasbläschen ohne Rest auf die Pflanze hinaus diffundierte; diese Zeit der Diffusion war also die Zeit der Reizeinwirkung; die Zeit, während der das Quecksilbersäulchen vorbeilief, war die Zeit der Ruhe.

Die Größe der Bläschen ebenso wie die Zeitdauer der Einwirkung und der Ruhe konnte ich nach meinem Belieben wechseln[1]. Die JAMIN'sche Kette konnte ohne Unterbrechung mehrere Stunden funktionieren, was für die Versuche vollständig ausreichte.

Da das ganze Bläschen ohne Rest durch das Tonrohr diffundierte, konnte die Menge des einwirkenden Gases mit großer Bestimmtheit festgestellt werden.

Die minimale für die Perzeption genügende Einwirkungszeit, die ich beobachtet habe, war 0,5 Sekunden, bei 0,01 ccm CO_2 in jedem Bläschen. · Dabei wurde die positive Krümmung induziert, was auch von vornherein zu erwarten war. Das Verhältnis zwischen Reizungsdauer und Ruhedauer konnte ich dabei nicht höher als 1 : 3 erhalten. Dasselbe Verhältnis hat JOST für Geotropismus festgestellt[2]), die kürzeste noch perzipierte Einwirkungsdauer war bei ihm dabei gleich 50 Sekunden[3]).

Ich habe gewöhnlich die Reizeinwirkung auch nach dem Anfange der Krümmung in derselben Weise intermittierend weiter geführt, um nach der Verstärkung der Krümmung beurteilen zu können, ob ich in der Tat mit der Reaktion und nicht mit der zufälligen Bewegung zu tun hatte.

---

1) Der Apparat gibt die Möglichkeit, auch die von FITTING als „Relationszeit„ bezeichnete Periode näher zu untersuchen.

2) JOST, L. „Die Perzeption des Schwerereizes in der Pflanze.“ Biol. Zentralbl. Bd. 22. 1902.

3) Viel größere Verhältnisse zwischen Einwirkungs- und Ruhedauer, so z. B. bei FITTING 11 : 1 und sogar mehr (s. S. 337 ff.) lassen mit großer Wahrscheinlichkeit vermuten, daß dabei die Dauer der Einzelreizungen die **Reaktionszeit** übertraf.

Es scheint mir aber nicht unwahrscheinlich, daß die Perzeptionszeit auch für den Aeroïdotropismus noch kleiner sich erweisen könnte, wenn man die schon oben als wünschenswert erwähnten feineren Methoden der Untersuchung auch für die pflanzlichen Reizvorgänge anwenden könnte.

Von diesem Standpunkte kann ich diese meine Versuche mit Perzeptionszeit nur als eine Etappe auf dem Wege ihrer weiteren Untersuchung ansehen.

Zum Schluss soll hinzugefügt werden, daß ich in diesen meinen Untersuchungen einstweilen nur die Grundlagen für weitere Arbeit gewinnen wollte, um mir den Weg zu dem oben angeführten Ziele deutlicher vorstellen zu können.

---

9. J. Stoklasa[1]), V. Brdlik u. J. Just: Ist der Phosphor an dem Aufbau des Chlorophylls beteiligt?

(Vorläufige Mitteilung)

(Eingegangen am 24. Januar 1908.)

Vor zehn Jahren habe ich eine ausführliche Arbeit über die Verbreitung und physiologische Bedeutung des Lecithins in der Pflanze[2]) publiziert, in welcher Arbeit ich zu dem Resultate gekommen bin, daß Phosphor ein Bestandteil des Chlorophylls ist und daß ohne ihn die Entwicklung desselben, resp. die Entstehung der Chlorophyllkörner als Unmöglichkeit angesehen werden muß: durch meine ausführlichen Untersuchungen bin ich zu der festen Überzeugung gekommen, daß das Studium der Chlorophyllfrage mit dem der Lecithine (Phosphatide) überhaupt eng verbunden ist. Ich bin damals zu der Annahme gekommen, daß das Chlorophyll nichts anderes ist, als Lecithin, wobei die fetten Säuren durch eine bestimmte Gruppe von Chlorophyllan-Säuren ersetzt erscheinen.

Meine Forschungen über das Chlorolecithin haben in der neuesten Zeit bei RICHARD WILLSTÄTTER[1]) keinen Anklang gefunden und versuchte der genannte Forscher auf Basis seiner eigenen Untersuchungen meine zahlreichen Beobachtungen anzuzweifeln.

---

[1]) Referent.

[2]) Siehe Sitzungsberichte der Kaiserl. Akademie der Wissenschaften in Wien, 1896. — (JUL. STOKLASA, Über die Verbreitung u. physiolog. Bedeutung des Lecithins in der Pflanze.

WILLSTÄTTER äußert sich in nachstehender Weise: „Ich habe nun beobachtet, daß das aus Gras oder aus Brennesseln isolierte Chlorophyll keinen Phosphor enthält oder nur ganz geringfügige Mengen, die von Verunreinigungen herrühren. Aus den Angaben, die der experimentelle Teil enthält, sei hier nur excerpiert:

„Rohchlorophyll aus frischen Brennesseln, nach KRAUS mit Holzgeist-Benzin gereinigt, enthielt 0,0108 pCt. Phosphor.

Rohchlorophyll aus getrockneten Brennesseln, mittels der colloidalen Lösung gereinigt, enthielt keinen Phosphor.

Rohchlorophyll aus frischem Gras, nach KRAUS gereinigt, enthielt 0,0746 pCt. Phosphor.

Übrigens hatte ich auch bei der Verseifung von 300 g eines, in einer späteren Abhandlung zu beschreibenden phylloxanthinartigen Chlorophyllderivates keine Spur von Glycerin aufgefunden." Die Methode zur Konstatierung des Glyceringehaltes gibt der Autor nicht an, und es wäre von großem Interesse, wenn er sie angeben würde.

Ich habe die Lecithinnatur des Chlorophylls weiter verfolgt und gelang es mir abermals aus frischen Spinatblättern neuerlich durch nachstehende Methode ein Reinchlorophyll zu gewinnen, welches ebenfalls reich an Phosphor war.

75 kg reiner Spinatblätter wurden mit destilliertem Wasser gewaschen, in einer Dunkelkammer in dünnen Schichten auf Filterpapier getrocknet und dann in einer Hackmaschine in einen Brei verwandelt. Dieser Brei wurde zuerst mit Aether gewaschen und hierauf mit 166 l Äthyl-Alkohol bei gewöhnlicher Temperatur in mehreren großen Kolben eine Woche lang in der Dunkelkammer bei gewöhnlicher Temperatur extrahiert. Die Alkoholextrakte wurden im Vacuum bei 40 ° C. abgedampft und der Verdampfungsrückstand in Alkohol aufgelöst, die Lösung mit Wasser nach G. KRAUS[2]) verdünnt und mittels Benzols das sogenannte KRAUS'sche Kyanophyll abgeschieden.

Diese Prozedur erfuhr eine dreimalige Wiederholung und hatte den Zweck, womöglich das Karotin in der Alkohollösung abzuscheiden. Endlich wurde der dunkelgrüne Extrakt in Äther aufgelöst und mit Wasser, welchem Chlornatrium zugesetzt wurde, geschüttelt. Auf diese Weise vollzog sich die Absonderung der Ätherschicht von der Wasserschicht sehr leicht. Die reine Ätherlösung wurde abgedampft und mit absolutem Alkohol behandelt. Durch Abkühlung sonderte sich aus der Alkohollösung ein kompakter Niederschlag von metallischem Glanze und schwarzgrüner Färbung ab.

---

[1]) RICHARD WILLSTÄTTER, Zur Kenntnis der Zusammensetzung des Chlorophylls. JUSTUS v. LIEBIG's Annalen der Chemie, Bd. 350, Heft 1 u. 2.

[2]) G. KRAUS, Zur Kenntnis der Chlorophyllfarbstoffe und ihrer Verwandten. Stuttgart 1872.

Eine gewisse abgetrennte Menge wurde bis zum konstanten Gewichte im Wasserbade getrocknet. Die Trocknung zum konstanten Gewicht vollzieht sich nicht selten in mehreren Tagen, ja, manchmal sogar erst in mehreren Wochen.

In einer Portion der so gewonnenen Substanz wurde der Phosphor, in der anderen der Stickstoff bestimmt. Für die Phosphorbestimmung betrug das Gewicht der verwendeten Menge 0,21 g. Diese wurde mit Natriumcarbonat und Natriumnitrat in einer Platinschale verbrannt, die verkohlte Substanz in ein Gefäß geschüttet und mit Salpetersäure angesäuertem Wasser gekocht. Im reinen Filtrate erfolgte die Bestimmung von Phosphorsäure mittels der Molybdänmethode. An $Mg_2P_2O_7$ wurden 0,022 g gefunden, was 2,91 pCt. Phosphor entspricht. In einem anderen, abgewogenen Quantum, und zwar in 0,403 g wurde der Stickstoff bestimmt und 1,12 pCt. gefunden.

Durch diese präparative Methode haben wir, wie ich wohl annehmen darf, fast ein Reinchlorophyll erhalten, welches 2,91 pC. Phosphor enthält.

Durch eine, von uns schon früher durchgeführte Isolierung von Rein-Chlorophyll haben wir 3,37 pCt. Phosphor erhalten; allerdings haben wir damals etwas mehr desselben erhalten, als bei der in Rede stehenden Arbeit. Der Theorie nach erfordert das Distearyl-Lecithin 3,84 pCt. Phosphor und 1,73 pCt. N, während das Dioleyl-Lecithin 3,86 pCt. Phosphor und 1,74 pCt. Stickstoff enthält. Durch weitere Zersetzung mit Baryum-Hydroxyd wurde tatsächlich bewiesen, daß die von uns gewonnene Substanz Cholin und Glyzerinphosphorsäure, sowie einige Chlorophyllangruppen enthält, deren Zusammensetzung wir eben jetzt studieren. Das Glyzerin wurde qualitativ und quantitativ nachgewiesen. Die quantitative Bestimmung erfolgte nach der Methode ZEISEL[1]). Wir betonen hier ausdrücklich, daß die quantitative Bestimmung der Glyzerinphosphorsäure im Chlorophyll von uns zum erstenmal ausgeführt wurde. Cholin[1]) wurde ebenfalls qualitativ und quantitativ bestimmt. Bei der Bestimmung des Cholins als Cholin-Platin-Chlorid wurde darauf Rücksicht genommen, daß auch Kalium im Rein-Chlorophyll vorhanden ist.

---

[1]) ZEISEL u. FANTO, Zeitschrift f. landw. Versuchswesen in Öster. V. 1902.

Ich will mich in dieser Abhandlung auf die chemische Natur des Chlorophylls nicht weiter einlassen. In dieser Hinsicht wird von uns demnächst eine ausführliche Arbeit publiziert werden. Heute möchte ich nur soviel betonen, daß wir neuerdings in mehreren Präparaten von Rein-Chlorophyll tatsächlich nachgewiesen haben, daß das Rein-Chlorophyll in seinen großen Molekülen immer Cholin und Glyzerinphosphorsäure enthält.

Einer meiner Mitarbeiter, V. BRDLIK, hat größere Quantitäten und zwar mehr als 100 kg Blätter verschiedenartiger Pflanzen in Arbeit genommen, um Rein-Chlorophyll zu erhalten und die Spaltungsprodukte, welche durch Baryumhydroxyd gewonnen werden, genau zu identifizieren. Man könnte uns die Einwendung machen, daß wir die Ansammlung des farblosen Lecithins in den Alkohol- und Benzolextrakten nicht berücksichtigt haben. Aber auch in dieser Richtung haben wir spezielle Untersuchungen vorgenommen, und kann ich heute schon soviel mitteilen, daß das Rein-Chlorophyll von farblosen Lecithinen fast frei ist.

O. HIESTAND[2]), hat eine umfassende und gründliche Arbeit aus dem Laboratorium von E. SCHULZE und E. WINTERSTEIN publiziert, in welcher er darauf hinweist, daß die großen Moleküle des Chlorophylls auch Kohlehydrate einschließen und zwar Glukose und Galaktose. Diesen Befund können wir nur bestätigen, und es ist sicherlich von großer Bedeutung, daß neben dieser Kohlenhydratgruppe immer Kalium in organischer Verbindung vorhanden ist.

Wie bekannt, hat S. POSTERNAK[3]) in der Pflanzensubstanz, namentlich in Samen phosphorhaltiger Substanzen, das sogenannte Phytin, gefunden. Auch unsere Aufgabe war es, nachzuweisen, in welcher Menge das Phytin (C_2 H_8 P_2 O_9), das sich durch einen Phosphorgehalt von 26,8 pCt. auszeichnet, in den chlorophyllhaltigen Organen, insbesondere den Blättern enthalten ist und ob dasselbe in die Alkohol- und Benzol-Extrakte übergeht oder nicht. V. BRDLIK publiziert demnächst über diesen Gegenstand eine größere Arbeit.

---

[1]) Ich mache darauf aufmerksam, daß wir die Arbeit von GULEWITSCH bei Bestimmung des Cholins genau in Erwägung gezogen haben. (Zeitschrift f. physiol. Chemie, Bd. 24 u. 26.)

[2]) O. HIESTAND, Beiträge zur Kenntnis der pflanzlichen Phosphatide. Zürich 1906.

[3]) S. POSTERNAK. Sur la matière phospo-organique de réserve des plantes à chlorophylle. Comptes rendus de l'Académie de Science séances du 20 juillet et 24 août 1903.

In der vorliegenden Arbeit will ich vor allem den Nachweis liefern, daß die Behauptung WILLSTÄTTER's, daß sowohl Roh-Chlorophyll, als auch Rein-Chlorophyll keinen nennenswerten Phosphorgehalt aufweisen, unrichtig, sowie die von ihm diesbezüglich angegebenen Ziffern, die sich in Hundertsteln von Prozenten bewegen, vollständig fehlgegriffen sind. Ich vermag mir schwer zu erklären, wie WILLSTÄTTER vorgegangen sein muß, um in dem analytischen Teile seiner Untersuchungen zu einem so zweifelhaften Resultate zu gelangen.

Ich will hier zuerst die Beschreibung des experimentellen Teiles bei der Herstellung des Alkohol- und Benzol-Extraktes aus der Blattsubstanz verschiedener Pflanzen geben.

Zu unseren Untersuchungen wurde immer frisches, grünes Material im Gewichte von 2—5 kg von verschiedenartigen Pflanzen verwendet. Die Blätter wurden abgetrennt, dann mit destilliertem Wasser gewaschen und in der Dunkelkammer auf Filtrierpapier in dünnen Schichten getrocknet. Die so vorbereiteten Blätter wurden in einer Hackmaschine in einen Brei verwandelt und in einem abgewogenen Quantum des Gesamtbreis die Trockensubstanz bestimmt. Die Menge der Trockensubstanz bewegte sich zwischen 10—25 pCt. Aus der so erhaltenen breiigen Masse wurde in großen Kolben mittels doppelten Volumens, d. i. 4—10 Litern, Äthyl- oder Methyl-Alkohol in einer Dunkelkammer das Chlorophyll extrahiert. Nach 3—8 Tagen wurde der Alkoholextrakt durch Filtration von dem Blätterbrei entfernt und dann entweder direkt in dem Methyl- oder Äthylalkoholfiltrat der Phosphor bestimmt.

Wir haben auch die Reinigung des Chlorophylls nach dem Entmischungsverfahren von KRAUS vorgenommen und zwar in der Weise, daß wir zu dem oben erwähnten Äthyl- oder Methylalkohol-Extrakte Wasser zusetzten, mit Benzol gut durchschüttelten und das Chlorophyll ausschieden. Diese Operation wurde mehreremal wiederholt, um das Chlorophyll von dem Karotin möglichst zu befreien. Die Alkohol- oder Benzol-Extrakte wurden in einer Platinschale langsam abgedampft und zum konstanten Gewichte im Wasserbade getrocknet und dann mit Natriumkarbonat und Natriumnitrat in derselben Schale verbrannt und die Phosphorsäure nach der Molybdenmethode bestimmt. Richtunggebend für unsere Untersuchungen war in erster Linie der Gedanke, ob und welche Veränderungen mit dem Phosphorgehalt des Chlorophylls in den Blättern der Pflanzen in den verschiedenen Jahreszeiten vor sich gehen, und zwar hielten wir uns die Frage vor Augen, ob das Chlorophyll in den Perioden der vollen, grünen Frische der Blätter (etwa in den Monaten Mai, Juni und Juli) einen gleichen oder veränderten Phosphorgehalt aufweist, wie in den Perioden des sichtbaren vegetativen Verfalls, d. i. in den Monaten September und Oktober, zur Zeit des Vergilbens des Laubes.

Als Untersuchungs- und Vergleichsobjekte wählten wir Blätter von Waldahorn (*Acer Pseudoplatanus*) und zwar haben wir selbstverständlich die Blätter stets von denselben Bäumen und immer vollkommen frische zu den einschlägigen Untersuchungen genommen.

Die Bestimmung des Phosphorgehaltes erfolgte stets in den Benzolextrakten, welche durch Reinigung nach dem Entmischungsverfahren gewonnen wurden.

Bemerken müssen wir, daß wir immer unter denselben Verhältnissen gearbeitet haben. Auf 2,5 kg frischer Blättersubstanz wurden 5 Liter Methylalkohol benützt. Die Extraktion erfolgte in 5 Tagen und dann wurde immer dieselbe Menge Benzol und zwar 1½ Liter fürs Entmischungsverfahren verwendet. Die folgenden Zahlen geben das Resultat unserer Untersuchungen in übersichtlicher Weise wieder:

Monat der Beobachtung	Trockengewicht d. Benzolextrakte i. g	Gefund. Menge an $Mg_2P_2O_7$ i. g	P in pCt. d. Trockengew. d. Extrakte
Am 20. Mai	1,043	0,036	0,959
Am 15. Juni	0,963	0,038	1,097
Am 8. Juli	1,005	0,049	1,355
Am 20. August . . .	1,186	0,026	0,609
Am 11. September . .	0,925	0,009	0,270
Am 16. Oktober . . .	0,932	0,002	0,059

Aus diesen Zahlen ist ersichtlich, daß im Monate Juli der Phosphorgehalt der größte war und zwar bezifferte sich derselbe auf 1,353 pCt., in den Monaten Mai und Juni auf ca. 1 pCt. Fast ganz unvermittelt sinkt im Monat August der Phosphorgehalt auf 0,6 pCt., um im Monat September, in welchem die Blätter „gelb“

zu werden beginnen, auf 0,27 pCt. zu sinken und im Monat Oktober, in welchem das Blatt schon äußerlich das Aufhören jeder vegetativen Tätigkeit erkennen läßt, den Tiefstand des Phosphorgehaltes von 0,059 g zu erreichen.

Das sind sicherlich hinreichend beredte Ziffern, aus denen hervorgeht, daß wenn das Chlorophyll aus den Blättern verschwindet, auch der Phosphor verschwunden ist. Im vorigen Jahre haben wir weitere Untersuchungen angestellt und zwar haben wir im Monate September zu einer Zeit, wo sich auf demselben Baume, in der inneren Partie der Krone grüne und an der äußeren vergilbte Blätter befanden, am selben Tage Blätterproben genommen und zwar schöne grüne Blätter und vollkommen gelb gewordene Blätter und sodann wieder die Benzolextrakte analysiert. Die Analysenresultate waren nun folgende:

	Trockengewicht der Benzol-Extrakte	Gefundene Mengen an $Mg_2P_2O_7$	Gefundene Mengen an P in pCt. des Trockengew. d. Extrakte
Grüne Blätter v. Ahorn	1,326	0,0246	0,518 pCt.
Gelbe Blätter v. Ahorn	0,9621	0,0013	0,036 pCt.

Dieselben Resultate haben wir bei Beobachtung der Zuckerrübe gewonnen.

Die Trockensubstanz der Benzolextrakte der grünen Blätter hat immer einen Phosphorgehalt von 0,7—0,9 pCt., während der Benzolextrakt aus den gelb gewordenen Blättern einen Phosphorgehalt von bloß 0,01—0,03 pCt. aufwies. Aus diesen Resultaten ist ferner ersichtlich, daß durch die Zersetzung des Chlorophylls der Phosphor aus den Blättern verschwindet, nachdem die Funktionen des ersteren beendet erscheinen. Diese Beobachtung habe ich schon vor 10 Jahren gemacht und ihre Ergebnisse publiziert. Die Ansichten E. STAHL's über das Vergilben des Laubes (siehe diese Berichte, Heft IX 1907) sind daher nicht neu.

Ich führe weiter die Daten der Analysen an, welche wir mit den Blättern verschiedener Pflanzen ausgeführt haben. In der Tabelle I sind diese Analysenresultate unserer Versuche niedergelegt.

Tabelle I.

Nr.	Pflanzenart	Gewicht der Alkohol-extrakte (Trockengewicht in Gramm)	Gewicht der Benzol-extrakte (Trockengewicht in Gramm)	Gefundene Menge an $Mg_2P_2O_7$ in Gramm	P in pCt. des Trockengewichtes der Extrakte
1	Spinatblätter	2.2506		0,1006	1,24
			1,0842	0,0596	1,54
2	Spinatblätter	2,0815		0,1057	1,41
3	Milzfarn *(Asplenium)*	0.99		0,0045	0,12
			0,78	0,0238	0,85
4	Blätter von *(Convallaria majalis)*		0,4284	0,0054	0,35
5	Hühnerdarm *(Stellaria media)*		0,5491	0,0078	0,39
6	Weizenblätter		0,3319	0,0041	0,34
7	Roggenblätter		0,4074	0 0053	0,36
8	Haferblätter	1,3215		0,0106	0,22
9	Blätter von Roßkastanie	2,7266		0,0135	0,14
			0,4249	0,0091	0,59
10	Weinstockblätter		0,1681	0,003	0,50
11	Tannennadeln		1,913	0,0278	0.404
12	Gras	1,0171		0,0265	0,73
13	Gras	0,7688		0,0284	1,02
14	Trockenes Gras		1,0171	0,0265	0,73
15	"		1,673	0,0556	0,927
16	"		1,8114	0,0604	0,929
17	"		1,7987	0,0583	0,903
18	Blätter der Zuckerrübe		0,943	0,0268	0,79

Aus allen diesen Analysen geht hervor, daß wir in den sämtlichen 18 Untersuchungsfällen nicht ein einziges Mal auf einen so niedrigen Phosphorgehalt gestoßen sind, wie ihn WILLSTÄTTER auf Seite 56 seiner Arbeit als durchschnittlichen Höchstgehalt an Phosphor in Rohchlorophyll angibt. Die an dieser Stelle angegebenen Zahlen bewegen sich zwischen Spuren und hundertstel Prozenten. Frappieren muß es, daß sich WILLSTÄTTER in wenigen Seiten seiner Arbeit betreffs der Angaben über den Phosphorgehalt in Rohchlorophyll widerspricht. Auf Seite 54 gibt er, wie oben erwähnt, nur Spuren von Phosphor in Rohchlorophyll an; aber in der Tabelle 1 (zur Seite 72) findet er in den Blättern der Petersilie in zwei Fällen 0,44 pCt. Phosphor. In derselben Tabelle 1 konstatiert er in 6 Fällen (frische und trockene Brennessel) Spuren von Phosphor und in frischem und trockenem Grase Phosphormengen, die sich zwischen 0,07 und 0,13 pCt. bewegen. In getrocknetem Spinat fand er 0,13 pCt., während wir im Spinat immer über 1 pCt. Phosphor und im trockenen Grase ca. 1 pCt. Phosphor sichergestellt haben.

Die von WILLSTÄTTER gefundenen Phosphormengen in den Blättern derselben Pfanzenarten, die auch wir untersucht haben, sind daher ca. 10 mal geringer als die von uns gefundenen; eine Differenz, die sich sicherlich aus der differierenden Provenienz (Boden, Luft, Standort usw.) nicht erklären läßt, obwohl wir bei Gewinnung der Benzolextrakte dasselbe Verfahren genau eingehalten haben, wie es WILLSTÄTTER angewendet hat. Ich muß deshalb offen erklären, daß es mir ein unfaßbares Rätsel ist, wie WILLSTÄTTER zu so auffälligen, von den unsrigen so abweichenden Untersuchungsergebnissen gekommen ist. Ich habe im Verein mit meinen Mitarbeitern alle denkbaren Operationsfehlerquellen berücksichtigt. So haben wir, um nur die wichtigsten anzuführen, die Substanz der zerriebenen Blätter einmal kurze, das andere Mal durch längere Zeit extrahiert; wir haben weiter nicht nur im Dunkeln, sondern auch bei voller Einwirkung des Tageslichtes gearbeitet, wir haben endlich auch die Alkohol- und Benzol-Extrakte dem Lichte ausgesetzt, um etwaige Operationsfehler aufzuklären. Obzwar wir schließlich alle diese Fehlerquellen in unseren Calcül gezogen haben, erhielten wir doch niemals so niedrige Resultate des Phosphorgehaltes, daß sie uns gestatten würden, die Befunde WILLSTÄTTER's als auch nur im Bereiche einer reellen Möglichkeit gelegen, zu akzeptieren. Der Phosphorgehalt ist bei Berücksichtigung aller dieser Eventualitäten niemals auf $^1/_{100}$ pCt. oder gar auf Spuren, „die von Verunreinigungen herrührten", herabgesunken. Man könnte uns einwenden, daß wir ja selbst bei gewissen Pflanzenarten, wie z. B. bei den Blättern der *Convallaria majalis* und der Hafer- und Weizenpflanze ebenfalls nicht mehr als bis 0,3 pCt. Phosphor in dem Trockengewichte der Benzolextrakte nachgewiesen haben. Der niedere Phosphorgehalt im Trockengewichte der Benzolextrakte läßt sich aber dadurch erklären, daß trotz des Entmischungsverfahrens mit Benzol, Karotin und verschiedenartige andere Verbindungen aus den Alkoholextrakten gewisser Pflanzenarten sich nicht vollständig abscheiden lassen. Ich betone hier ausdrücklich, daß das Reinchlorophyll aus gewissen Pflanzenarten nur schwer, manchmal überhaupt nicht abgeschieden werden kann. Erst durch Abdampfen der Benzolextrakte und neuerliche Auflösung des Rückstandes in Alkohol und Anwendung eines weiteren Entmischungsverfahrens steigert sich der Phosphorgehalt allmählich in den Benzolextrakten und so gelang es uns denn auch tatsächlich, die Phosphorextraktion aus Weizen- und Roggenblättern bis zum Betrage von 0,7 pCt. bis 0,9 pCt. zu erhöhen. Daraus ist zu ersehen, daß, was auch schon von anderen

Chlorophyllforschern ausgesprochen wurde, die chemische Natur des Chlorophylls nicht in allen Pflanzenarten die gleiche ist, über welches Thema wir noch ausführlich sprechen werden.

Zum Schluß will ich noch bemerken, daß die Weizen-, Roggen- und Haferblätter erst gegen Ende des Monates Juni von uns untersucht wurden und daß Haferblätter aus dem Monate Mai einen, bis auf 0,6 pCt. gesteigerten Phosphorgehalt in den Benzolextrakten aufwiesen. Es ist überhaupt sehr wichtig, die Zeit der Entnahme der Blätter von frischen Pflanzen zu beachten, wie das unsere, oben angeführten Ziffern, die wir bei der Untersuchung von Ahornblättern erhielten, hinreichend motivieren.

Die Publikation jenes Teiles unserer Erörterung, welcher der chemischen Zusammensetzung des Chlorophylls gewidmet ist, behalten wir uns für einen späteren Zeitpunkt vor, allein auch in diesem hoffen wir, RICHARD WILLSTÄTTER von dem Verfehlten seiner Behauptungen überzeugen zu können.

Wir glauben unsere Arbeit nicht besser schliessen zu können, als daß wir der aufrichtigen Hoffnung Ausdruck geben, es werde unserem verehrten Opponenten schliesslich doch gelingen, zu unserer Überzeugung zu gelangen, daß Phosphor beim Aufbau des Chlorophylls wirklich in hervorragender Weise beteiligt ist.

Chemisch-Physiologische Versuchsstation an der k. k. böhmischen technischen Hochschule in Prag.

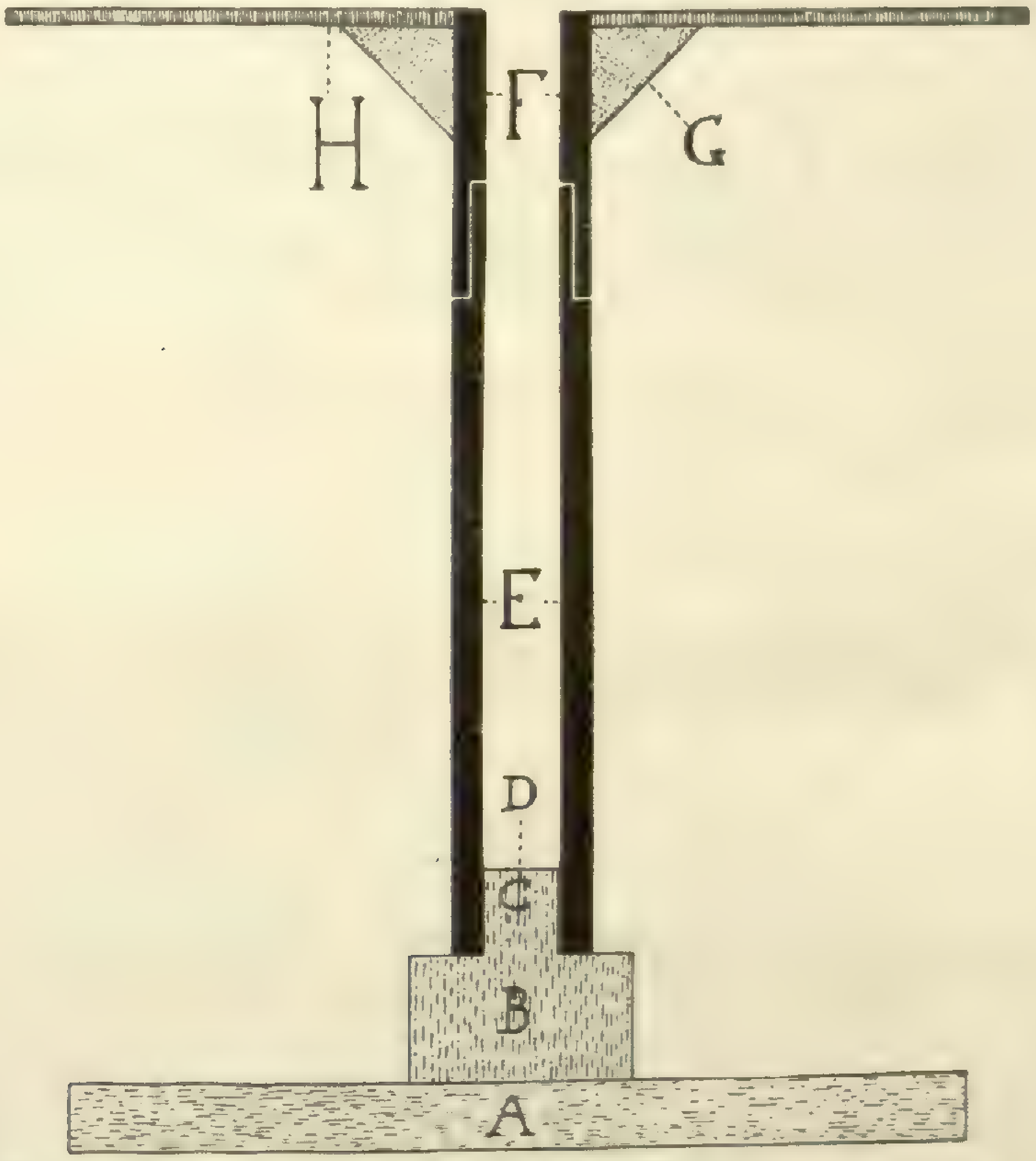
---

10. Wilhelm Lorch: Torsionserscheinungen an den Stämmchen mehrerer Polytrichaceen und von Dicranum undulatum Ehrh.

(Mit einer Textfigur.)

(Eingegangen am 25. Januar 1908.)

Ein nicht geringes Interesse beanspruchen die eigenartigen Drehungserscheinungen, welche von den genannten Formen infolge des Verlustes der Feuchtigkeit ausgeführt werden. Die Versuchsanstellung richtete sich danach, welche Frage beantwortet werden sollte, sie erfuhr demzufolge mannigfache Modifikationen. Kam es darauf an, zu entscheiden, in welcher Richtung ein Stämmchen dreht, so genügte es, letzteres fest in Kork einzuspannen und den Ausschlag der wagerecht eingeführten Nadel unter Fixierung auf einen festen Punkt oder eine unbewegliche Linie einzustellen; handelte es sich jedoch darum, den Drehungswinkel selbst genau zu bestimmen, so reichte diese einfache Einrichtung nicht aus, es mußte ein etwas komplizierterer Apparat in Benutzung genommen werden, dessen Einrichtung die folgende ist: (siehe Fig.) Auf einer schweren runden Glasplatte (A), die als Fuß diente, war ein Kork (B) aufgeleimt, dessen obere Hälfte bis auf ein zylindrisches Mittelstück (C) weggeschnitten wurde. Dieser Korkzylinder erhielt einen medianen Einschnitt (D) bis zur Hälfte seiner Höhe, so daß seiner unteren Partie eine gewisse Federkraft erhalten blieb. Der andere Teil des Apparates bestand in einer Holzhülse (E u. F), wie man sie zur Aufbewahrung von Reißblei benutzt. Die beiden Enden dieser Hülse wurden wagerecht abgeschnitten, dadurch erhielt ich einen an beiden Seiten offenen, aus zwei von einander trennbaren Teilen bestehenden Hohlzylinder, dessen Abschnitt (F) bei der Versuchsanstellung nach oben gekehrt war und den Vorzug aufwies, daß er sich um den unteren längeren Teil (E.) drehen ließ. An das obere Ende des kürzeren Teils wurde vermittelst Siegellack (G) eine Scheibe aus Karton (H) wagerecht befestigt und zwar so,



daß der Mittelpunkt der an der oberen Fläche der Kartonscheibe befindlichen vollen Kreisteilung mit dem Mittelpunkt des oberen Hülsenteils zusammenfiel. War das Stämmchen in den Spalt des Korkzylinders eingeführt, so wurde das basale Ende des längeren Hülsenteils von oben her über jenes gestülpt, so daß das Stämmchen aus der oberen Öffnung hervorschaute. Da das Lumen der Hülse etwas geringer war, als der Durchmesser des Korkzylinders, so wurde dadurch zugleich das Versuchsobjekt fest eingeklemmt. Darauf wurde der kürzere Hülsenteil samt der Scheibe so auf den längeren gesteckt, daß das Stämmchen etwas aus der Mitte der Kartonscheibe hervortrat. In bestimmter Höhe über dieser durchstach ich dann mit einer feinen Nadel wagerecht das Stämmchen. Drehte man nun die Scheibe, so war es möglich, die Nadel scharf auf 0° einzustellen, auch konnte später der Torsionswinkel mit ziemlich großer Genauigkeit abgelesen werden. Der Apparat erwies sich als überaus handlich und hatte den Vorzug, daß die Einstellung der Nadel auf 0° mit der größten Leichtigkeit vorgenommen werden konnte.

Es wäre nun sehr zeitraubend gewesen, wenn es sich nur darum handelte, festzustellen, nach welcher Richtung ein Stämmchen dreht, jedesmal ein einziges in den geschilderten Apparat einzuspannen und nach langem Warten den Sinn der Torsion festzustellen, denn die Verdunstung geht besonders bei beblätterten Stämmchen sehr langsam vor sich. Ich verfuhr deshalb in folgender Weise: Um zwei in größerer Entfernung von einander aufgestellte Bechergläser legte ich einen Faden weißen Zwirns, den ich in einfacher Weise durch Entfernung eines der beiden Gläser spannte. Dann stellte ich eine größere Anzahl eingeklemmter Stämmchen so auf, daß die Nadeln parallel dem Faden standen und ihre Spitzen nach derselben Seite kehrten. So vermochte ich in kürzester Zeit sehr zahlreiche einwandfreie Resultate zu erhalten.

Kam es darauf an, die Drehungserscheinungen an sehr langen *Polytrichaceen*stämmchen, z. B. solchen von *Polytrichum commune* L., kennen zu lernen, so mußte, damit die fast nie in einer Geraden liegenden Teile in die gewünschte Lage gebracht werden konnten, auf die Konstruktion eines geeigneten Apparates Bedacht genommen werden. Allzu lange Stämmchen biegen sich nämlich, wenn sie nur an ihrem unteren Ende eingeklemmt und sonst nicht unterstützt werden, wegen ihres durchweg unregelmäßigen Wachstums seitlich durch; man würde ohne besondere Einrichtungen nur wenig zutreffende Resultate erzielen. Der zu solchen Versuchen benutzte Apparat war sehr einfach, entsprach aber trotzdem oder vielleicht gerade deshalb den Erwartungen.

Es wurde eine größere Anzahl kreisrunder Pappscheiben von gleichem Radius hergestellt, jede Scheibe ruhte auf vier Korkfüßen, erhielt außerdem auf ihrer Oberseite eine volle Kreisteilung und in ihrer Mitte eine kleine Öffnung. Vermittelst dieser Tischchen konnte ein turmartiger Aufbau hergestellt werden, dessen einzelne Teile sich gegeneinander in horizontaler Richtung drehen ließen. Das in Kork eingeklemmte Versuchsobjekt steckte ich durch die Öffnung des untersten Tischchens, durchstach es über demselben wagerecht mit einer feinen Nadel, die ich leicht, da das Tischchen sich um seine Achse in horizontaler Richtung drehen ließ, auf 0° einstellte. Diesen Vorgang wiederholte ich so oft, bis das obere Ende des Stämmchens nur wenig über das höchste Tischchen hervorragte. Ein längeres Stämmchen konnte also an vielen Stellen durchstochen, seine Nadeln alle wegen der Selbständigkeit der Tischchen auf 0° eingestellt werden, außerdem war eine Ausbiegung des Stämmchens nach den Seiten hin ausgeschlossen.

Versuche.

A.

I. *Polytrichum commune* L. Es wurden insgesamt 26 Versuche mit Stämmchen dieser Art angestellt. 22 Stämmchen drehten nach links, 4 nach rechts. Die Zahl der linksdrehenden Stämmchen übertrifft also die im entgegengesetzten Sinne drehenden sehr stark.

II. *Polytrichum formosum* Hedw. Die Stämmchen drehten teilweise nach rechts, teilweise nach links.

III. *Polytrichum pungens* C. M. Von 3 Stämmchen drehten 1 nach rechts, 2 nach links.

IV. *Polytrichum gracile* Menz. 18 Versuche. 9 Stämmchen drehten nach rechts, 9 nach links.

V. *Lyellia crispa* Hook. 20 Versuche. 13 Stämmchen nach links, 4 nach rechts, bei 3 Stämmchen kein deutlich wahrnehmbarer Ausschlag der Nadel.

VI. *Polytrichadelphus semiangulatus* Mitt. 10 Versuche. 6 Stämmchen nach links, 4 nach rechts. Der Ausschlag war oft sehr gering.

VII. *Dicranum undulatum* Ehrh. 20 Stämmchen. 13 drehten nach rechts, die übrigen nach links.

ad I. Bei sechs 5 cm langen Stämmchen betrug der Torsionswinkel ca. 90°.

ad II. Bei vier 7 cm langen Stämmchen betrug der Torsionswinkel 290° nach links, 350° nach links, 340° nach links, 215° nach rechts.

Ergebnis. Aus diesen Versuchen geht hervor, daß es rechts- und linksdrehende Stämmchen bei einer und derselben Art gibt.

B.

Ganze Stämmchen von *Polytrichum formosum* Hedw. und *commune* L. — bei den vorigen Versuchen handelte es sich um Teile der Stämmchens von gleicher Länge — ließ ich drehen. Es wurde der zuletzt geschilderte Apparat benutzt. In den meisten Fällen drehten die Nadeln an einem und demselben Stämmchen in verschiedener Höhe nach entgegengesetzten Richtungen.

Ergebnis: Die Experimente bewiesen, daß die Teile eines und desselben Stämmchens oft in entgegengesetztem Sinne drehen.

C.

Eine größere Anzahl von Stämmchen von *Polytrichum commune* L., *gracile* Menz. und *formosum* Hedw. wurden vor der Versuchsanstellung entblättert und dann sofort eingespannt.

Ergebnis. Die Torsion begann viel früher, als bei den beblätterten Stämmchen, bei denen die Drehung erst eintritt, nachdem die Blätter die Trockenstellung eingenommen haben. Es verlieren also zunächst die Blätter ihre Feuchtigkeit, erst dann geht sie allmählich den Stämmchen verloren.

D.

Ich ließ beblätterte Stämmchen von *Polytrichum commune* L., *gracile* Menz. und *formosum* Hedw. drehen. Nach vollendeter Torsion wurde der Drehungswinkel abgelesen und der Sinn der Torsion festgestellt. Dann wurden die Stämmchen entblättert und längere Zeit in Wasser gelegt, damit sie wieder ihre Turgeszenz erlangten. Hierauf wurden sie wieder eingespannt.

Ergebnis. Durch die Entblätterung war der Sinn und die Größe des Torsionswinkels nicht geändert worden, die Blätter beeinflussen also beides nicht.

E.

Vier jugendliche Stämmchen von *Polytrichum formosum* Hedw., die als Seitensprosse in der Tiefe des Polsters zu finden sind, wurden eingespannt. Sie haben keine Laubblätter, besitzen dagegen

Niederblätter mit sehr wenig entwickelter Spreite, die stets in der Trockenstellung verharren. Aufwärtsbewegungen der Blattspreiten in die Trockenstellung, wie wir sie bei den Laubblättern beobachten, finden also hier nicht statt.

Ergebnis. Die gleich langen Sprosse drehten zur Hälfte nach links (um 50°, bzw. 120°), zur Hälfte nach rechts (um 180°, bzw. 130°). Diesen Sprossen kommt also schon in ihrer Jugend die Eigentümlichkeit zu, in verschiedenem Sinne zu drehen, sie erlangen dieselbe also nicht erst, wenn sie sich mit Laubblättern versehen haben.

F.

Längere Stämmchen, deren Blätter vorher entfernt worden waren, ließ ich, nachdem ich sie an zahlreichen Stellen mit gleich gerichteten Nadeln durchstochen hatte, drehen. Die Stämmchen wurden bis zu einer bestimmten Stelle vermittelst eines weichen Pinsels feucht erhalten

Ergebnis. Es führten nur die über der angefeuchteten Partie gelegenen Teile eine Torsion aus. Ganz nach Belieben konnte durch Befeuchtung oder durch Eintrocknenlassen dieser oder jener Teil eines Stämmchens zur Torsion veranlaßt bzw. an ihr verhindert werden.

G.

Dicranum undulatum Ehrh. erzeugt Seitensprosse, die der Hauptachse gleichgerichtet sind. Es wurden Seitenzweige abgeschnitten, eingeklemmt und mit den zugehörigen Hauptsprossen auf den Sinn der Torsion hin verglichen.

I.	Hauptsproß	nach	links;	Seitensproß	nach	links.
II.	,,	,,	rechts;	,,	,,	links.
III.	,,	,,	links;	,,	,,	rechts.
IV.	,,	,,	links;	,,	,,	rechts.
V.	,,	,,	rechts;	,,	,,	rechts.
VI.	,,	,,	links;	,,	,,	rechts.
VII.	,,	,,	rechts;	,,	,,	links.

Ergebnis. Auch bei *Dicranum undulatum* Ehrh. gibt es rechts- und linksdrehende Stämmchen. Es muß auffallen, daß Haupt- und Nebensproß in entgegengesetztem Sinne drehen können. Eine gesetzmäßige Beziehung zwischen den Torsionen der Haupt- und Seitensprossen läßt sich aber nicht ermitteln.

H.

Männliche Stämmchen von *Polytrichum commune* L., die bereits ein oder mehrere Antheridienbecher hervorgebracht hatten, wurden in eine Anzahl gleich langer Stücke zerlegt. Ich verfuhr in der Weise, daß ich das jüngste Stück des Stämmchens oberhalb des höchsten Antheridienstandes abschnitt und ebenso lange Teile von der übriggebliebenen Partie entnahm, aber immer so, daß diese Abschnitte stets zwischen zwei Antheridienständen gelegen waren und übereinstimmende Länge besaßen. Es wurden alsdann die zugehörigen Stücke fest in Kork eingespannt und der Austrocknung überlassen. Ich beschränkte mich nicht auf eine geringe Zahl von Experimenten, vielmehr stellte ich solche in großer Menge an, um den Nachweis führen zu können, daß den Resultaten der Versuche eine unbestreitbare Gesetzmäßigkeit innewohnt. Auf Grund eines oder nur weniger Versuche einen gültigen Satz aussprechen zu wollen, wäre zwar sehr bequem, aber auch sehr unwissenschaftlich.

Ergebnis. Den größten Ausschlag wiesen stets die Nadeln der jüngsten Stämmchen auf. Der zugehörige, um eine Etage tiefer gelegene Abschnitt zeigte stets einen kleineren Drehungswinkel, bei Stämmchen, die drei oder vier Abschnitte geliefert hatten, nahm die Winkelgröße nach unten hin allmählich ab.

Die jüngsten Stämmchenteile drehen also am kräftigsten. Man muß annehmen, daß die Gewebe, besonders die Elemente, welche die Torsion bedingen, noch nicht ihre volle Ausbildung erlangt haben. Anders verhält es sich mit den tiefer gelegenen Teilen. Die Gewebe sind fertig und haben einen hohen Grad der Starrheit erreicht, drehen also um einen kleineren Winkel. Ein Analogon liegt bei der Ausbildung der Blätter vor. Scheinbar vollentwickelte Blätter befinden sich noch im Stadium der Entwicklung, denn das Schwellgewebe erlangt erst die vollkommene Sprödigkeit, nachdem schon zahlreiche neue Blätter von scheinbar definitiver Ausbildung hervorgebracht worden sind. Während die unteren fertigen Abschnitte der Stämmchen in der Trockenheit mit einem deutlich wahrnehmbaren Geräusch zerbrechen, ist dies bei dem jüngsten Abschnitt nicht der Fall, ein Beweis dafür, daß das Gewebe älterer Stämmchenteile starrer und brüchiger ist als das jüngerer.

Mehrere Versuche aus dieser Reihe bewiesen außerdem die Richtigkeit des Ergebnisses von Abschnitt B. Handelte es sich bei einem Versuche um je zwei zugehörige Stücke, so vollzog sich die Torsion fast stets in demselben Sinne, bei Stämmchen aber, von denen mehr (3—4) Teile vorlagen, traten öfter Drehungen in entgegengesetztem Sinne ein.

I.

Die Vermutung, es möchte die Größe des Torsionswinkels bei gleich langen Stämmchen vom Dichtigkeitsgrad der Beblätterung abhängen, lag nahe. Ich verfügte über Rasen von *Polytrichum commune L.*, deren Individuen sehr dicht bei einander stehende Blätter aufwiesen, und solche, deren Beblätterung im Vergleich zu jenen als eine sehr lockere bezeichnet werden durfte. Bei Anstellung vergleichender Versuche mußte streng darauf geachtet werden, daß bei dem einzelnen Objekte keine Änderung in der spiraligen Anordnung der Blätter vorhanden war, außerdem durften nur je zwei Stämmchen zum Vergleich herangezogen werden, die nach derselben Richtung drehten, weil, wie später gezeigt werden wird, der Ausschlag nach rechts stets kleiner, als der nach links ist. Es wurden ausschließlich die oberen Abschnitte der Stämmchen bei den Versuchen verwendet, also Teile, denen ein annähernd gleiches Alter zugesprochen werden darf.

Ergebnis. Der Dichtigkeitsgrad der Beblätterung bei *Polytrichum commune* L. übt auf die Größe der Torsion einen Einfluß in der Weise aus, daß die Stämmchen mit lockerer Stellung der Blätter einen größeren Torsionswinkel beschrieben, als die mit dichterer Beblätterung. Es darf aber nicht verschwiegen werden, daß die Differenz nur eine geringe ist und daß außer dem Dichtigkeitsgrad der Beblätterung auch noch der Achsendurchmesser einen bestimmenden Einfluß auf die Größe der Torsion ausübt.

K.

Die so oft ermittelte Tatsache, daß die Stämmchen einer und derselben *Polytrichum*art nach rechts, bzw. nach links drehen, brachte mich auf den Gedanken, an frischem Material von *Polytrichum commune* L. die Stellung der Blätter daraufhin zu untersuchen, ob sie nicht an dieser Achse in rechtsläufiger, an jener in linksläufiger Spirale angeordnet sind. In der Tat ergab die Untersuchung die Existenz einer solchen Differenz. Man stellt die Stämmchen mit der Spitze nach oben aufrecht vor sich hin und zwar so, daß ein Blatt direkt auf den Beobachter zuläuft. Liegt das nächsthöhere Blatt nach links, so sind die Blätter in rechtsläufiger, liegt es nach rechts, so sind sie in linksläufiger Spirale inseriert. Der Versuch mußte zeigen, ob diese verschiedenartige Anordnung Torsionen in entgegengesetztem Sinne zur Folge hat. Aus dem reichlichen Beobachtungsmaterial suchte ich zunächst je zwei Stämmchen aus, von denen das eine die Blätter in links-, das andere ihn rechtsläufiger Spirale besaß. Meine Vermutung fand in dem Ergebnis des Experiments vollste Bestätigung. Das Stämmchen mit rechtsläufiger Spirale drehte nach rechts, das mit linksläufiger in entgegengesetzter Richtung. Vor Anstellung des Versuchs mußte aber auch hier darauf geachtet werden, daß bei einem Stämmchen die Spirale nicht umsprang, eine Arbeit, die ebenso zeitraubend wie ermüdend war.

Wenn nun, wie bereits früher erwähnt wurde, ein und dasselbe Stämmchen beide Torsionsfähigkeiten besitzen kann, so müßten sich auch wohl beide Arten der Blattspirale an ihm nachweisen lassen, da der Sinn der Torsion nach den Ergebnissen der Versuche mit der Blattstellung in einer festen Beziehung steht. Diesbezügliche Untersuchungen habe ich jedoch aus Mangel an Zeit nicht vornehmen können.

Bei besonders robusten Stämmchen von *Polytrichum commune* L. geht die Verdunstung des Wassers so langsam vor sich, daß oft recht lange Zeit verstreichen muß, bis ein deutlicher Ausschlag erfolgt. Das robuste Aussehen wird bedingt durch kräftigere Achsen und dichte Beblätterung, auch sind die Blätter stets länger als bei schmächtigeren Exemplaren derselben Art. Meist aber findet man an älteren Achsen eine wechselnde Art der Beblätterung in der Weise, daß die Dichtigkeit der Beblätterung, also der vertikale Abstand je zweier benachbarter Blätter, mit Annäherung an den Vegetationspunkt abnimmt. Ich habe bereits oben darauf hingewiesen, daß der Wegfall der Blätter keinen Einfluß auf den Sinn und die Größe der Torsion ausübt. Es empfahl sich also, die Stämmchen mit rechts- bzw. linksläufiger Anordnung der Blätter stets vorher der letzteren zu berauben, um schneller zum Ziele zu gelangen. Man brauchte dann nur kurze Zeit zu warten, um den Sinn der Drehung feststellen zu können.

Ich stellte je zehn Stämmchen mit beiden Arten der Blattspirale in zwei Reihen so auf, daß alle Nadeln einem gespannten weißen Zwirnfaden parallel liefen. Alle Versuchsobjekte besaßen dieselbe Länge, dieselbe Art der Beblätterung und wurden in gleicher Höhe mit der Nadel wagerecht durchstochen. Es war überraschend, zu sehen, wie alle Nadeln der einen Reihe nach links, die der anderen nach rechts ausschlugen, ein ausreichender Beweis dafür, daß die Art der spiraligen Insertion der Blätter für die Torsion maßgebend ist.

Ebenso interessant wie die eben mitgeteilte Beobachtung ist die außerdem bei allen Stämmchen festgestellte Tatsache, daß die linksdrehenden Achsen ungemein schnell und ausgiebig drehen.

Innerhalb kurzer Zeit, ca. 20 Minuten, hatten sie alle eine Drehung um mehr als 45° ausgeführt, manche waren sogar über 90° und 120° in derselben Zeit hinausgegangen. Ganz anders verhielten sich die rechtsdrehenden Achsen. Im Vergleich zu den übrigen kann deren Ausschlag als ein recht unbedeutender bezeichnet werden. Innerhalb 30 Minuten hatten sie alle einen Winkel von nur 20° beschrieben.

An anderer Stelle habe ich erwähnt, daß von 26 *Polytrichum commune*-Stämmchen nur 4 nach rechts drehten. Eine besondere Auswahl war vorher nicht getroffen worden, doch darf ich nach den vielfach gemachten Beobachtungen es als sicher hinstellen, daß die linksdrehenden Achsen numerisch das Übergewicht haben. Danach scheint es, als ob die rechtsdrehenden Stämmchen mehr eine Ausnahmestellung einnähmen. Obwohl sorgfältig darauf geachtet wurde, daß alle Blätter eines Versuchsobjektes in einer ununterbrochenen rechtsläufigen Spirale am Stämmchen inseriert waren, daß also kein Wechsel in der spiraligen Anordnung vorkam, so geben doch die Resultate der Experimente Anlaß zu der Vermutung, daß auch in solchen Achsen die Torsion nach links nicht unterdrückt ist und mit der Drehung nach rechts in einem, wenn ich mich so ausdrücken darf, gespannten Verhältnis steht. Damit hängt es meines Erachtens zusammen, daß der Ausschlag nach rechts im Vergleich zu dem der linksdrehenden Achsen verhältnismäßig klein ist.

Es drängt sich nun die Frage auf, worin es begründet ist, daß die Blätter verschiedener Stämmchen einer und derselben Art teils in rechts-, teils in linksläufiger Spirale hervorgebracht werden. Ich kann nur die Art und Weise, wie die Scheitelzelle ihre Membranen aufführt, dafür verantwortlich machen. Es ist entwicklungsgeschichtlich nachgewiesen, daß aus jedem Segment der Scheitelzelle bei den Laubmoosen ein Blatt hervorgeht. Jedenfalls ist die Möglichkeit nicht von der Hand zu weisen, daß, je nachdem die Membranen von der Scheitelzelle in der einen oder der anderen Richtung aufgeführt werden, die Blätter in rechts- bzw. linksläufiger Spirale zur Entwicklung gelangen. Welche Kraft aber den Anstoß für die Scheitelzelle gibt, das wird wohl nur durch sehr ausgedehnte Versuchsreihen oder auch gar nicht ermittelt werden können.

11. M. Tswett: Über die Verfärbung und die Entleerung des absterbenden Laubes.

(Eingegangen am 26. Januar 1908.)

Die Verfärbung des absterbenden Laubes.

Diese besonders im Herbste auffallende Verfärbung pflegt normalerweise in zwei Phasen zu verlaufen, welche ich als die nekrobiotische und die postmortale bezeichnen möchte.

Äußerlich, für den Farbensinn, ist die erste Phase durch gelbe, gelbrote oder rote[1]), selten durch weißliche Farbtöne charakterisiert, während das Auftreten von Graubraun (*Gingko*), Braun und Rotbraun (*Liriodendron*) oder Schwarz (*Pyrus ussuriensis*) die stattgefundene Nekrose kennzeichnet. Während der ersten, nekrobiotischen Periode, welche augenscheinlich mit dem Abbau und der Auswanderung der plastischen Stoffe zusammenfällt, bleiben die Blätter vollständig frisch, turgescent[2]) und ihre Zellen, selbst die epidermalen, trotz der darin stattgefundenen chemischen und morphologischen Veränderungen (SACHS, KIENITZ-GERLOFF, RYWOSCH, SORAUER) bleiben lebend. Zahlreiche an herbstlich vergilbten Blättern (*Acer platanoides, Gingko. Populus tremula, Ptelea trifoliata, Pyrus ussuriensis*) angestellte plasmolytische Versuche haben mir gezeigt, daß die Protoplasten, sowohl die epidermalen wie die der Mesophyllzellen das Hauptmerkmal ihrer vitalen Organisation, die semipermeablen Plasmahäute behielten. Zur Ausführung der Plasmolyse erschienen stärkere Lösungen als für gewöhnlich nötig. Starke Kontraktionen erhielt ich in 25 pCt. Rohrzucker, 13 pCt. Harnstoff oder 12 pCt. KNO_3.

Auf das Vorhandensein osmotisch gespannter Zellen, wenigstens in einem Teil des Blattgewebes, war übrigens schon aus dem Turgor des Organs zu schließen, welcher durch kurzdauerndes (10 Sekunden) Eintauchen in kochendes Wasser vernichtet wurde (Versuche mit *Acer platansoides, Aralia sp., Dioscorea Batatas, Gingko, Liriodendron, Sparmannia africana*). Wie lange das nekrobiotische Zellenleben selbst in abgefallenen Blättern erhalten bleiben kann, das zeigen folgende, von mir an *Gingko* und *Ptelea trifoliata* im Jahre 1903 angestellte Versuche. Der *Gingko*-Baum des hiesigen botanischen Gartens begann Mitte September zu vergilben und erschien am 10. Oktober infolge eines Nachtfrostes vollständig entlaubt. Es ließen sich nun in der Tiefe der aus abgefallenen Blättern gebildeten Decke noch am 8. XII. Spreiten auffinden, welche noch stellenweise gelb und lebendig (Plasmolyse) waren. Vollständig vergilbte *Ptelea*-Blätter, am 22. XI. eingesammelt und unter Glassturz ausserhalb des Laboratoriumfensters exponiert, erwiesen sich noch nach einem Monat teilweise lebendig. Im Hochsommer dauert das Leben der vergilbten Blätter am Baum oder abgetrennt aufbewahrt nur einige Tage. (Versuche an *Ulmus campestris, Acer campestre, Salix sp., Chenopodium rubrum* im August.) Alles dies beweist, glaube ich, zur Genüge, daß das Vergilben des Laubes nicht eine postmortale Zersetzung, sondern ein physiologischer Prozeß ist. Derselbe kann übrigens auch an vom Baum in grünem Zustande abgetrennten Spreiten geschehen.

---

[1]) Rote und gelbrote Nuancen entstehen immer durch maskierende Wirkung roter in Zellstoff gelöster Farbstoffe der Erythrophyllgruppe (Anthocyan). Die nekrobiotische Verfärbung der Chloroplasten selbst ist immer ein Vergilben, welches zumal in ein vollständiges Ausbleichen übergeht. Weißen nekrobiotischen Blättern begegnete ich im Hochsommer bei unter Wald wachsenden *Campanula*-Arten und *Evonymus europaeus*. Stark ausgebleicht erscheint manchmal der distale Rand der vergilbten *Gingko*-Blätter.

[2]) Der frische, turgescente Zustand vergilbter, selbst abgefallener Blätter wurde schon mehrmals in der Literatur erwähnt.

Versuch m. Grüne *Ginkgo*-Blätter wurden am 1. X. dem Baume entnommen und auf feuchter Erde in flachen mit Glasscheiben bedeckten Kasten außerhalb des Laboratoriumfensters exponiert. — Am 11. X. Spreiten am distalen Ende vergilbt. — 24. X. die Spreiten fast vollständig gelb; nur an der Basis grünlich. — 1. XI. Spreiten gelb mit braunen (nekrotischen) Flecken.

Versuch n. Grüne *Ptelea*-Blätter, am 1. XI. abgepflückt und wie im vorigen Versuch exponiert, wobei aber ein Teil dicht verdunkelt wird. — 19. XI. Die Spreiten beginnen zu vergilben und zwar die verdunkelten etwas mehr als die belichteten. — 1. XII. Auch die belichteten Spreiten fleckenweise vergilbt. — 22. XII. Die Spreiten größtenteils abgestorben; noch einige gelbe, lebendige (plasmolysierbare) Bezirke.

Was nun die postmortale Verfärbung betrifft, so beginnt sie gleich nach der durch Turgorverlust dokumentierten Nekrose der Blätter. Sie ist hauptsächlich durch eine unter Oxydase-Wirkung stattfindende Oxydation von wasserlöslichen Chromogenen bedingt (siehe folg. Aufsatz). Diese Chromogene sind in dem noch lebenden Blatte wohl vorhanden, sind aber infolge der osmotischen Abgrenzungen im Zellinhalt vor der enzymatischen Wirkung geschützt. Die reduzierende Wirkung des lebenden Protoplasmas (REINKE) kommt auch vielleicht ins Spiel.

Die Entleerung des absterbenden Laubes.

Es wird häufig in physiologischen und agronomischen Kreisen als feststehende Tatsache angenommen, daß die absterbenden Blätter, bevor sie die Mutterpflanze verlassen, eine mehr oder weniger weitgehende Entleerung erfahren, indem die wichtigsten Aschenbestandteile sowie Stickstoff in den Muttersproß zurückwandern. Diese Lehre, welche teilweise auf mikroskopischen Beobachtungen an vergilbendem Laube (SACHS, KIENITZ-GERLOFF, BUSCH, RYWOSCH, SORAUER), teilweise auf Elementaranalysen des Herbstlaubes beruht, ist bekanntlich von WEHMER gründlich angegriffen worden[1]), welcher behauptete, daß die Verarmung der herbstlichen Blätter an einigen Aschenbestandteilen (*P*, *K*), soweit sie wirklich festgestellt ist, nicht auf einer Ableitung dieser Nährstoffe nach dem Stamm beruht, sondern das Resultat einer Auslaugung des abgestorbenen Laubes durch atmosphärische Niederschläge sei. Die theoretische Postulierung einer Entleerung der außer Funktion tretenden Organe — nach dem biologischen Ökonomieprinzip — wies auch WEHMER als nicht begründet zurück[2]).

Sehen wir von theoretischen Spekulationen ab, so ist zu bemerken, daß WEHMER's Theorie der Auslaugung auf einer Annahme beruht, welche — wie oben gezeigt wurde — nicht zutreffend ist, nämlich daß das vergilbte Blatt ein totes Gebilde ist, wo die osmotischen Abgrenzungen nicht zu Recht bestehen, „das gelöste Salzgemenge die porösen Membranen inbibiert“ (S. 526) und deswegen mittels Diffusion durch Tau und Regen weggewaschen werden kann. „Der Prozeß findet aber sicher in nicht wenigen Fällen bereits statt, wenn Blätter in vergilbendem Zustande noch am Baume sitzen.“

Übrigens haben spezielle Versuche, die TUCKER und TOLLENS über die von WEHMER angenommene Auslaugung der Aschenbestandteile des herbstlichen Laubes angestellt haben, dieselbe nicht bestätigt. Die zwischen bedecktem und unbedecktem Laube im Oktober und November gefundenen Differenzen in der Aschenzusammensetzung fielen für die einzelnen Elemente bald zugunsten der unbedeckten bald der bedeckten Blätter aus.

---

[1]) Auch CZAPEK verhält sich dieser Lehre gegenüber zurückhaltend.

[2]) WEHMER betont, daß die im abgefallenen Laube enthaltenen mineralischen Nährstoffe, insbesondere *K* und *P*, wieder in den Boden gelangen und somit für die Pflanzen nicht verloren sind. Dazu ist zu bemerken, daß obgleich die aus der sich zersetzenden Waldstreu freiwerdenden Kali- und Phosphationen in den oberen Bodenschichten durch Absorption zurückgehalten auch von der Vegetation des Unterwaldes benutzt werden, dieselben jedoch den wie es scheint gewöhnlich flachwurzelnden Bäumen wohl zugänglich bleiben.

Zur Zeit WEHMER's kritischer Arbeit waren es hauptsächlich die Untersuchungen RISSMÜLLER's und DULK's, auf welchen die Doktrin von der herbstlichen Migration der Aschenbestandteile basierte. Dieselben enthalten nicht nur unverwertbare prozentische Aschenanalysen, sondern Angaben über den Gehalt an verschiedenen Stoffen pro 1000 vergleichbare Blätter. Um das Fundament der Lehre von neuem zu prüfen, betrachten wir näher die Qualität des von den genannten Forschern sowie von den Nachfolgern untersuchten Materials.

RISSMÜLLER, welcher die Blätter einer jungen Buche vom Mai bis November monatlich untersuchte — sagt über den Zustand und die Farbe des herbstlichen Laubes nichts. Nach dem Wassergehalt (pro 1000 Blätter) zu urteilen, hatten wohl die Novemberblätter kein Vertrocknen, kein Absterben erfahren. Nach demselben Plan sind DULK's Untersuchungen angestellt. Die Blätter sind jedoch in viel grösserer Anzahl (einige Hunderte jedesmal) als bei RISSMÜLLER der Analyse unterworfen. Über die Qualität des untersuchten Laubes wird nur gesagt, daß Septemberblätter eine hellere Färbung aufwiesen, schlaff geworden waren, und daß sie in diesem Zustande bis zum Ende der Vegetation verblieben; sie fielen im November graugelb bis braun ab. RAMANN hat im November grüne und eben vergilbte Blätter der Buche und einiger anderen Pflanzen ihrer Zusammensetzung nach verglichen. Bei TUCKER und TOLLENS, welche vergleichbare Platanenblätter vom Juni bis November monatlich untersuchten und für einen Schutz derselben gegen Regen sorgten, findet sich die Angabe, daß die unteren (basalen) Spreiten der Zweige im Oktober zu vergilben begannen. FRUHWIRTH und ZIELSTORF haben die Zusammensetzung des Hopfenlaubes Ende August und Ende Oktober verglichen. Gegen atmosphärische Niederschläge waren die Pflanzen durch ein Dach geschützt. Über den Zustand des Oktoberlaubes wird nichts gesagt; da es aber nur 19 % Wasser enthielt, so war es offenbar grösstenteils abgestorben. Angaben für das einzelne Blatt fehlen.

Unter diesen Arbeiten ist diejenige TUCKER's und TOLLENS die wertvollste, weil darin Winke zur Beurteilung früherer Befunde, sowie zum Anstellen neuer Untersuchungen zu finden sind. Besonderes Gewicht lege ich auf die bei Untersuchung möglichst homogenen Materials zu Tage geförderte Tatsache, daß zwischen vollkommen gesunden grünen Blättern eines und desselben Zweiges sehr erhebliche Differenzen in der Zusammensetzung herrschen können. So erhielten 500 an Zweigenden (unbedeckt) am 9. XI. gepflückte Blätter Gr. 475,04 aschefreier Trockensubstanz, während das höchste entsprechende Gewicht für die basalen Blätter Gr. 174,91 betrug und im Oktober fiel. Analoge Differenzen bestehen für die Einzelbestandteile *N*, *P*, *S*. TUCKER und TOLLENS glauben sogar, daß die aus den vergilbenden basalen Blättern auswandernden Nährstoffe in die jüngeren distalen Spreiten übergehen, eine Annahme, die mir allerdings nicht genug begründet erscheint.

Was die Resultate aller obengenannten Untersuchungen sowie der neuesten von SEISSL (*Polygonum sacchalinense*) betrifft, so geht aus allen einstimmig hervor, daß gegen den Herbst ein ansehnliches (25—72 pCt.) Schwinden des Stickstoffs der Blätter stattfindet.

Eine Verarmung der Blätter an *P* tritt wohl in den Zahlenreihen RISSMÜLLER's, RAMANN's, TUCKER's, TOLLENS und SEISSL's hervor, nicht aber bei DULK, sowie FRUHWIRTH und ZIELSTORF.

Im Gegensatz zu anderen Forschern findet RAMANN bei der Buche eine ansehnliche herbstliche Zunahme des *K*. Wichtig ist ferner zu konstatieren, daß eine unzweideutige Abnahme des Mg nur bei DULK's Analysen hervortrat, während RISSMÜLLERs, TUCKERs und TOLLENS, sowie SEISSLs Zahlen für ein annäherendes Konstantbleiben dieses Elementes sprechen. Nach TUCKER und TOLLENS enthielten 500 vergleichbare Platanenblätter folgende Mengen MgO.:

13. VI.: Gr. 0,24; — 15. VII.: 0,70; — 22. VIII.: 0,85; — 7. IX.: 0,67; — 8. X. (beginnendes Vergilben): 0,73; — 24. X.: 0,52; — 5. XI.: 0,65.

Somit dürfte zurzeit nur das Rückwandern des *N* (wahrscheinlich in Produkten der Proteolyse) als feststehende Tatsache betrachtet werden; ein Ausweichen des *N* in elementarer Form ist wohl höchst unwahrscheinlich. Was aber die Frage nach der Migration der Aschenbestandteile betrifft, so sind erneute, mehr nach physiologischen Gesichtspunkten gerichtete Untersuchungen dringend nötig. Zuerst wäre zu untersuchen, in welchen Grenzen sich die individuellen Unterschiede in der Zusammensetzung von Blatt zu Blatt am selben Zweige und von Zweig zu Zweig bewegen können.

Höchst interessant wäre es, festzustellen, wie weit die Entleerung der Blätter in günstigsten Fällen, nämlich im Frühherbst und Hochsommer (WIESNER's Sommerlaubfall), gehen kann, wenn vollständig vergilbte Blätter am Baume sterben oder unter dem leisesten Impuls sich ablösen. Die Tatsache, daß alljährlich, und zwar bedeutende Laubmengen im Herbst in vollständig frischem grünen Zustande vom Baume abgeworfen werden, darf uns nicht befremden. Eine vollständige Adaptation der Lebewesen kann ja nur in bezug auf ganz regelmäßig zurückkehrende periodische Erscheinungen der Außenwelt erwartet werden, nicht aber für die so verwickelten variablen Faktorenkomplexe (Strahlung, Feuchtigkeit, Temperatur des Bodens und der Luft), welche für den Eintritt der Winterruhe maßgebend erscheinen, Geltung haben.

Pflanzenphysiologisches Institut der Universität Warschau.

Zitierte Literatur.

BUSCH, J., Diese Berichte **7**. 1899. S. (25).
CZAPEK, F., Biochemie der Pflanzen II. 1905 S. 788.
FRUHWIRTH, C. u. ZIELSTORFF, W., Landw. Versuchst. **55**. 1901. S. 9.
KIENITZ-GERLOFF, F., Bot. Zeit. **49**. 1891.
RAMANN, E., Zeitschr. f. Forst- u. Jagdwesen, **30**. 1898. S. 157. (Ref. in Bot. Zeit. 1898)
REINKE, J.. Bot. Zeit. **41**. 1883. S. 65 u. 89.
RISSMÜLLER, L., Landw. Versuchst. **17**. 1874. S. 17.
RYWOSCH, S., Diese Berichte **15**. 1897. S. 495.
SACHS, J., Flora. 1863. S. 200.
SEISSL, J., Zeitschr. f. d. landw. Versuchswesen in Österr. **7**. 1904. S. 39. (Ref. im Bot. Zentralbl. **96**.)
SORAUER, P., Diese Berichte **21**. 1903. S. 526.
TUCKER, G. u. TOLLENS, B., Ber. d. d. chem. Ges. **32**. 1889. S. 2575.
WEHMER, C., Landw. Jahrb. **21**. 1892. S. 513.
WIESNER, J., Diese Berichte **22**. 1904. S. 64.

12. M. Tswett: Über das Pigment des herbstlich vergilbten Laubes.

(Eingegangen am 26. Januar 1908.)

Seit zehn Jahren mit der chromatologischen Erforschung des photosynthetischen Apparates beschäftigt, habe ich wiederholt meine Aufmerksamkeit auch auf die Pigmente der herbstlich vergilbten sowie der etiolierten Blätter gelenkt. Die gewonnenen Resultate, welche sich mit denjenigen der Literatur nicht decken, beabsichtige ich in einer monographischen Veröffentlichung ausführlich zu behandeln. Im Interesse der schnellen Klärung einer Frage, die STAHL an dieser Stelle soeben berührt hat, glaube ich, eine sofortige kurzgefaßte Mitteilung meiner Befunde geben zu dürfen.

Die alkohollöslichen Farbstoffe des vergilbten Laubes.

Die verschiedenen in der speziellen Literatur vertretenen Ansichten stimmen mehr oder weniger in dem Punkte überein, daß während des Vergilbens des Laubes ein Schwinden des „grünen Anteils“ des Blattgrüns und ein Hervortreten bzw. eine Vermehrung des gelben Anteils stattfindet. Einige Autoren (WIESNER II 33, SORBY[1]) I 229, II 76, TSCHIRCH S. 56) lassen dabei noch Chlorophyllanbildung mitspielen. Nach KOHL soll das Pigment der herbstlich vergilbten Blätter aus Karotin und zwei Xanthophyllen zusammengesetzt sein, wobei als α-Xanthophyll ein in Wasser und in Äther löslicher Farbstoff bezeichnet wird, während als β-Xanthophyll ein gelbes Gemisch von Extraktivstoffen gemeint ist. Außerdem sollen noch zwei besondere Chlorophyllinderivate (Phyllofuscin und ein zweites ungenanntes) vorhanden sein. Leider sind aus den von KOHL mitgeteilten faktischen Befunden keine bestimmten Schlüsse möglich. Ein unbestreitbarer Fehler seiner Methode ist die präliminäre Auskochung der Blätter in Wasser. Es ist ja klar, daß dabei unter Mitwirkung der im vergilbten Laube stark vermehrten Azidität (WIESNER I 479 u. a.) des Zellsaftes unkontrollierbare Zersetzungen der Farbstoffe stattfinden müssen.

---

1) SORBY nimmt Chlorophyllanbildung nur in vereinzelten Fällen (Ulmus) an.

Weiter sind die Definitionen KOHLs unsicher oder unexakt. Als α-Xanthophyll wird ein gelber Farbstoff bezeichnet, welcher in Wasser bald löslich (S. 109), bald unlöslich (S. 108) ist. Einmal soll sein erstes Band bei λ 450—470, einmal bei 455—470 liegen, und aus den Zeichnungen 44 und 47 der III. Tafel sind noch für das genannte Band die Parameter 457—475 und 465—480 durch Extrapolierung zu erhalten[1]). Ein recht unfaßbares Ding, dies KOHL'sche β-Xanthophyll!

Was das „Karotin“ betrifft, so wird bei KOHL unter dieser Bezeichnung ein Gemisch von eigentlichem Karotin mit Xanthophyllen begriffen, wie ich dies schon früher hervorgehoben habe (TSWETT I 238, III 331). Methoden zur Bestimmung des wirklichen Karotins blieben KOHL wie auch andern bisherigen Forschern unbekannt.

Vom Standpunkte der alten Lehre, nach welcher das Chlorophyll aus einem gelben (Xantophyll oder Karotin) und einem grünen (Chlorophyll *sensu stricto* der meisten Autoren) Farbstoff besteht, deutet man, wie gesagt, das herbstliche Vergilben des Laubes sehr einfach (vgl. STAHL). Diese noch fest eingewurzelte Lehre ist aber der Wirklichkeit nicht adäquat. Wie vor einigen Jahrzehnten STOKES und SORBY es eingesehen hatten und durch neuere Untersuchungen festgestellt wird (TSWETT II—VI), ist das Chlorophyll ein weit komplizierteres Farbstoffgemisch, als man es nach KRAUS annimmt. Die „grüne Komponente“ ist ein Gemisch von wenigstens zwei „Chlorophyllinen“, von welchen einer als blauer Farbstoff zu bezeichnen ist (Chl. α). Der gelbe Anteil ist ebenfalls ein Gemisch von mehreren Farbstoffen, meiner Xanthophylle α, α' und β sowie des Karotins, welch' letzteres in der KRAUSschen Entmischung vollständig in die obere „Kyanophyll“-Schicht übergeht. Wie geht es nun mit diesen verschiedenen Farbstoffen während der herbstlichen Metamorphose des Chlorophylls?

Zur Erforschung des gelben herbstlichen Blattpigmentes verwendete ich meine Adsorptionsmethode sowie das KRAUS'sche Verfahren. Es wurde im allgemeinem nach folgendem Plan gearbeitet. Die vergilbten Blätter wurden mit Glaspulver oder Schmirgel und

---

[1]) Auf diesen Zeichnungen ist ein IV. im Ultraviolett gelegenes Band (auch im Text erwähnt) sowie die Frauenhofer'schen Linien L—P zu sehen. Von einer spektrophotographischen Untersuchung des Ultravioletts erwähnt jedoch KOHL nirgends etwas. Vierbändige Säurederivate von Xanthophyllfarbstoffen hat C. A. SCHUNCK beschrieben und deren ultraviolettes Spektrum abgebildet.

MgO (behufs Neutralisierung der Säuren) fein zerrieben und dann unter Petroläther weiter verrieben, die erhaltene gelbe Lösung spektroskopisch sowie auf Adsorption (durch $CaCO_3$) und Verteilung im System Petroläther + 80-prozentigen Alkohol geprüft. Der nach der Adsorption in Lösung gebliebene Farbstoff, sowie das mittels alkoholhaltigen Petroläthers befreite Adsorbat wurde jedes für sich untersucht und der durch Petroläther extrahierte Pflanzenbrei unter alkoholhaltigem Petroläther weiter verrieben, wobei die am Plasmagerüste adsorbiert gebliebenen Farbstoffe in Lösung gehen. Die erhaltene Lösung wurde gründlich mit Wasser ausgewaschen (von Alkohol befreit) und wie das erste Petrolätherextrakt geprüft[1]). Es wurden außerdem alkoholische Extrakte aus zerriebenen Blättern hergestellt und auf Verteilung im genannten zweiphasigen Systeme geprüft.

Folgende Pflanzen wurden untersucht: *Acer platanoides* u. *campestre*, *Aesculus Hippocastanum*, *Aralia*[2]) sp., *Convallaria majalis*, *Crataegus pinnatifida*, *Fagus sylvatica*, *Funkia Sieboldii*, *Gingko biloba*, *Gleditschia triacantha*, *Iris germanica*, *Larix europaea*, *Liriodendron tulipifera*, *Populus tremula*, *Ptelea trifoliata*, *Pyrus ussuriensis*, *Rhus Toxicodendron*, *Rosa rugosa*, *Sparmannia africana*[2]).

Sehen wir von den in den Extrakten aus vergilbten Blättern vorkommenden Spuren von Chlorophyllinen ab, so bleibt die Frage zu erledigen: Ist das Pigment der vergilbten Blätter eine Neubildung oder das zurückbleibende Gemenge der gelben Farbstoffe des normalen grünen Blattes? Für die Identifizierung der letzteren waren hier folgende Merkmale maßgebend: Das Karotin wird aus seiner petrolätherischen Lösung durch $CaCO_3$ nicht adsorbiert und zeigt sich in der KRAUS'schen Entmischung epiphasisch (bleibt vollständig in der oberen petrolätherischen Phase zurück). Die *Xanthophylle* (α, α' und β)[3]) sind sämtlich aus ihrer petrolätherischen Lösung durch $CaCO_3$ vollständig adsorbierbar und in der KRAUS'schen Entmischung ausgesprochen hypophasisch, besonders das Xanthophyll β. Es zeigt sich nun, daß der Farbstoff der vergilbten Blätter sich in allen Fällen aus seiner petrolätherischen Lösung durch $CaCO_3$ fast vollständig niederschlagen ließ und in der Mehrzahl der Fälle epiphasisch war. Als Ausnahmen traf ich nur auf *Gleditschia* und *Aesculus*, wo das Pigment zum größten Teile hypophasisch auftrat. Leider habe ich nicht diesen hypophasischen Anteil näher untersucht und kann nicht sagen, inwieweit dasselbe mit den Xanthophyllen des grünen Blattes übereinstimmt. Jedenfalls steht es fest, daß in der Mehrzahl der Fälle der größte Teil des Pigmentes eine Neubildung darstellt. Die nachweisbaren Spuren von Chlorophyllinen, Karotin oder Xanthophyllen α, α' und β stammen wahrscheinlich aus den Spaltöffnungszellen, welche ich in Übereinstimmung mit früheren Autoren (SACHS, KIENITZ-GERLOFF) auch in vollständig vergilbten Blättern als Chloroplasten führend fand. (*Gingko, Populus, Pyrus.*)

---

[1]) Vorteilhafter erscheint es, das Material von vornherein mit alkoholhaltigem Petroläther zu extrahieren.

[2]) Warmhauspflanzen.

[3]) Ueber die Unterscheidung dieser *Xanthophylle* siehe TSWETT III. Die von mir (II. 238) auf Grund der Löslichkeitsverhältnisse vermutete fundamentale chemische Differenz zwischen Karotin und den Xanthophyllen findet sich durch WILLSTÄTTER's und MIEG's Arbeit vollständig bestätigt. Diese Forscher haben gefunden, daß Xanthophyll im Gegensatz zu Karotin kein Kohlenwasserstoff ist, sondern Sauerstoff enthält. Fraglich bleibt es, welchen der von mir unterschiedenen Xanthophyllen das von WILLSTÄTTER und MIEG analysierte Präparat entspricht.

Da mir das Bedenken kam, ob das Verhalten des Herbst-Xanthophylls (so will ich vorläufig das Pigment der vergilbten Blätter bezeichnen) in der KRAUS'schen Entmischung nicht auf einer laxen Verbindung mit der im vergilbten Laube so reichlich vorhandenen Fette (RISSMÜLLER) beruhe, so unterwarf ich das in Alkohol aufgelöste Pigment aus *Ptelea* einer langdauernden Verseifung mit NaOH und überführte es dann in Petroläther. Es wurde in seinem Verhalten nichts geändert.

Spektroskopisch untersucht, zeigt das Herbst-Xanthophyll drei hinter F gelegene Absorptionsbänder, welche in ihrer Lage etwas variabel sind. Das Pigment dürfte wohl nicht einheitlich sein. Aufschluß darüber wird meine chromatographische Methode liefern.

Angesichts der von TSCHIRCH vertretenen Ansicht, nach welcher beim Vergilben der Blätter Chlorophyllanbildung stattfindet, habe ich vergilbende Blätter (*Acer, Gingko. Liriodendron. Pyrus, Tilia parvifolia*) auf diese Frage speziell untersucht. Es ließen sich in den unter Ausschaltung der Säurewirkung hergestellten Extrakten spektroskopisch keine Chlorophyllanbildungsanzeichen beobachten. Ebensowenig vermochte ich KOHL's Angaben über das Auftreten besonderer Chlorophyllinderivate in vergilbten Blättern bestätigen. Eine richtige Prüfung von KOHL's Beobachtungen war mir übrigens nicht möglich, da dieser Autor das von ihm untersuchte „herbstliche Blatt“ nicht näher bezeichnet hat.

Die angeblichen wasserlöslichen Farbstoffe des vergilbten Laubes[1]).

Mehrere Autoren haben angenommen, daß die gelbe Färbung des herbstlichen Laubes teilweise durch wasserlösliche, durch kochendes Wasser extrahierbare Farbstoffe verursacht ist. So KRAUS (S. 104), SORBY (II. 70), welcher diese Stoffe als Chrysophyll und Chrysotannin bezeichnet, und neuerdings KOHL, der dieselben β-Xanthophyll benannte, obgleich zwischen diesen „Extraktivstoffen“ und den Xanthophyllfarbstoffen gar keine Analogie besteht. Die Präexistenz dieser wasserlöslichen gefärbten Stoffe in unversehrten Blättern ist aber nie bewiesen worden, und möglicherweise steht es mit denselben nicht anders als mit dem „Phycophaein“ der Braunalgen, welches sich als ein postmortales Kunstprodukt entpuppt hat (REINKE III, MOLISCH I, TSWETT I).

Zur Erledigung der Sache verfuhr ich in derselben Weise wie bei Prüfung der Phycophaeinfrage. Die vergilbten Blätter wurden in siedendes Wasser geworfen, wobei zwei parallele Versuche angestellt wurden: der eine mit destilliertem Wasser, der andere mit Leitungswasser (welches bekanntlich eine durch $CaCO_3$ verursachte, alkalische Reaktion besitzt). Das Wasser befand sich in ERLENMEYER'schen Kolben, und dieselben wurden zuweilen noch mit einem durchbohrten Propfen verschlossen, um Luftsauerstoff möglichst fernzuhalten.

Es wurden untersucht: *Acer campestre* und *platanoides*, *Aesculus Hippocastanum*, *Fagus sylvatica*, *Gingko biloba*, *Liriodendron tulipifera*. *Populus tremula*, *Ptelea trifoliata*, *Pyrus ussuriensis*, *Rhus Toxicodendron*, *Ulmus campestris*. Die Versuchsresultate lassen sich wie folgt zusammenfassen.

Dekokte mit destilliertem Wasser sind kaum gefärbt und zwar schmutzig gelblich. Mit Essigsäure versetzt, entfärben sie sich noch mehr. Zusatz von KOH oder NH_4OH bewirkt dagegen sofortiges Auftreten einer schönen goldgelben Farbe, welche

---

1) Nicht berührt werden hier die in manchen Pflanzen während des Absterbens der Blätter auftretenden, im Zellsaft gelösten Farbstoffe der Erythrophyllgruppe (Anthocyan). Daß es nicht ein einziges Erythrophyll sondern mehrere gibt, haben schon mehrere Forscher betont. Zu den von MOLISCH III in dieser Hinsicht angeführten Autoren sind noch ENGELMANN und besonders SORBY II hinzuzufügen, welcher die Erythrophylle auf Grund ihres Verhaltens gegen Natriumsulfit in drei Gruppen einteilte.

durch Ansäuerung wieder zerstört werden kann. Unter Luftzutritt färbt sich die gelbe alkalische Lösung häufig braun bis rotbraun (*Fagus, Liriodendron, Ptelea, Pyrus, Ulmus*) und durch Säurezusatz ist die oxydierte Lösung nicht mehr zu entfärben; sie wird nur aufgehellt.

Dekokte mit Leitungswasser sind gleich am Anfang goldgelb, verhalten sich übrigens gegen Säuren, Alkalien und Sauerstoff wie die Absude mit destilliertem Wasser.

Die Färbung der Wasserdekokte aus vergilbten (wie auch aus grünen) Blättern ist daher durch farblose Chromogene bedingt, deren Alkalisalze gelb sind und unter Sauerstoffaufnahme eine dunkle Farbe annehmen (REINKE's Autoxydatoren). Diese Chromogene sind, wie folgende Versuche zeigen, auch in starkem Alkohol löslich. Es wurden aus zerriebenen *Liriodendron*- und *Acer*-Blättern Extrakte in 90 pCt. Alkohol hergestellt. Mit Wasser versetzt und mittels Chloroform ausgeschüttelt, ließen sich die Extrakte vollständig vom Pigment befreien. Die farblose hydroalkoholische Schicht, mit NH_4OH versetzt, wurde aber sofort gelb. Durch das Vorhandensein dieser in Alkohol übergehenden Chromogene lassen sich die Beobachtungen STAATS' erklären, welcher beim Versetzen eines Alkoholextraktes aus gelben Herbstblättern mit Kalilauge einen braunroten Niederschlag erhielt.

Durch die vorstehenden Versuche ist allerdings nicht ausgeschlossen, daß Spuren der genannten Chromogene in alkalisch reagierenden Protoplasmen vorhanden sind und als gelbe Salze an der Färbung der Blätter teilnehmen. Wäre aber das der Fall, so müßte das Blatt nach Einlegen in Essigsäure blasser werden. Es ist aber keine Verblassung zu beobachten (*Acer, Liriodendron*).

Sind die in den wässerigen Dekokten aus herbstlich vergilbten Blättern auftretenden gefärbten Extraktivstoffe an der Färbung der genannten Blätter nicht beteiligt, so spielen sie offenbar die Hauptrolle bei der postmortalen Verfärbung des Laubes (SORBY's Phaiophyllbildung).

Oxydierende Katalysatoren (Enzyme) dürften wohl dabei mitwirken, denn ich habe beobachtet, daß gelbe *Liriodendron*-Blätter, welche selbst bei schnellem Trocknen bei 80–95° sich stark bräunen, es nicht tun, wenn sie vorher in heißen Wasserdämpfen (60 Sec.) abgebrüht worden sind. Die Guajac-Reaktion fand ich bei *Liriodendron* und *Ptelea* sehr stark ausgesprochen, bei *Gingko* aber keine. Die unter Oxydation sich bräunenden Chromogene könnten wohl zum

Teil der Gerbstoffgruppe angehören (SORBY's Chrysotannin), *Liriodendron*-Blätter geben jedenfalls eine sehr intensive Gerbstoffreaktion mit Eisensalz.

Naturphilosophisches.

STAHL hat neuerdings den Chemismus des Vergilbens der Blätter in der Weise biologisch zu deuten versucht, daß der nur aus C, O und H bestehende gelbe Anteil des Chlorophylls als wertlos in dem Blatte zurückbleibt, während der „grüne Anteil“, welcher (nach WILLSTÄTTER) außer den genannten Organogenen noch N, Mg und eventuell P enthält, sich zersetzt, wobei die wertvollen N und Mg durch Ableitung in den Stengel für die Pflanze erhalten bleiben. Wie die im vorstehenden Aufsatz angeführten Tatsachen lehren, findet aber ein herbstliches Rückwandern des Mg nach dem vorliegenden Beobachtungsmaterial nicht statt. Ferner ist der „grüne Anteil“ des Chlorophylls aus zwei Chlorophyllinen zusammengesetzt, und es bleibt noch die Frage zu erledigen, ob beide Farbstoffe Mg-haltig sind. Beide Farbstoffe schwinden jedoch beim Vergilben, wie auch die gelben Farbstoffe nicht unzersetzt bleiben. STAHL's biologische Deutung kann sich somit vorläufig nur auf den Stickstoffgehalt der Chlorophylline stützen.

Betreffend die unter demselben Gesichtspunkt von STAHL betrachtete Pigmentation der etiolierten Pflanzen möchte ich bemerken, daß in den etiolierten Zellen die stickstoffhaltigen Plastiden (Etiolinkörner) sich doch wohl entwickeln, und daß deren Pigment, welches, wie dies schon MONTEVERDE erkannte, kein Karotin ist, neben Xanthophyllfarbstoffen noch das Protophyllin TIMIRIAZEF's (Chlorophyllin δ nach meiner Terminologie) als Teilfarbstoff enthält. Dies Chlorophyllin δ wurde nicht nur von TIMIRIAZEF und MONTEVERDE, sondern auch von MIKOSCH und STÖHR, von GREILACH und von mir gesehen.

Zusammenfassung.

Die vergilbten Blätter enthalten nur Spuren von den normalen Farbstoffen des grünen Blattes. Ihre Färbung ist durch einen neuen Farbstoff (oder Farbstoffgruppe) bedingt, welcher vorläufig als Herbst-Xanthophyll bezeichnet werden kann. Derselbe verhält sich in der KRAUS'schen Entmischung wie das Karotin, ist aber gleich den Xanthophyllen des grünen Blattes aus einer petrolätherischen Lösung vollständig durch $CaCO_3$ adsorbierbar. Es ist wahrscheinlich ein Zersetzungsprodukt der normalen Xanthophylle, vielleicht auch des Karotins. Die wasserlöslichen gelb gefärbten Stoffe, welche man mittels Abkochung vergilbter Blätter in Wasser erhalten kann, sind Kunstprodukte, welche an der Färbung der Blätter nicht beteiligt sind. Dieselben spielen aber eine Rolle bei der postmortalen Verfärbung des vergilbten Laubes.

Pflanzenphysiologisches Institut der Universität Warschau.

Literatur.

ENGELMANN, TH., Bot. Zeit. **45**. 1887. S. 449.

GREILACH, H., Sitzungsb. Wien-Ak. **113**. 1904. S. 121.

KIENITZ-GERLOFF, F., Bot. Zeit. **49**. 1891. S. 57.

KOHL, F., Untersuchungen über das Carotin. Leipzig 1902.

MIKOSCH, C. u. STÖHR, Sitzungsb. Wien-Ak. **82**. 1880. S. 274.

MOLISCH, H., I. Bot. Zeit. 63, I. 1905. S. 131; — II. Ibid., S. 145.

MONTEVERDE, N., I. Scripta botan. Univ. Petrop. **3**. 1890. S. 107; — II. Acta Horti Petrop. **13**. 1894. S. 901; — III. Bull. Jard. Imp. bot. de St. Petersb. **7**. 1907. S. 37.

REINKE, J., I. Zeitschr. physiol. Ch. **6**. 1882. S. 263; — II. Bot. Zeit. **41**. 1883. S. 65. III. Ibid. **44**. 1886. S. 178.

RISSMÜLLER, L., Landw. Versuchsstationen. **17**. 1874. S. 17.

RYWOSCH, S., Diese Berichte. **15**. 1897. S. 495.

SACHS, J., Flora, 1863. S. 200.

SCHUNCK, C. A, I. Proceed. Roy. Soc. London. **65**. 1899. S 177. II. Ibid. **68**. 1901. S. 474.

SORBY, H., I. Quart. Journ. of Science, New Series. **1**. 1871. S. 64. II. Quart. Journ. of microscop. Science. **11**. 1871. S. 215.

STAATS, G., Ber. d. d. chem. Ges. **28**. III. 1895. S. 2807.

STAHL, E., Diese Berichte. **25**. 1907. S. 530.

TIMIRIAZEF, C., I. Comptes rendus. **109**. 1889. S. 414; — II. Ibid. **120**. 1895. S. 467.

TSCHIRCH, A., Untersuchungen über das Chlorophyll. Berlin. 1884.

TSWETT, M., I. Diese Berichte. **24**. 1906. S. 235; II. ibid. S. 316; — III. ibid. S. 384; IV. ibid. **25**. 1907. S. 71; V. ibid. S. 138; VI. ibid. S. 388.

WIESNER, J., I. Sitzungsb. Wien-Ak. **64**. I. 1871. S. 465; — II. Die natürlichen Einrichtungen zum Schutze des Chlorophylls in den lebenden Pflanzen. Wien 1876.

WILLSTÄTTER, R. u. MIEG, W., Lieb. Ann. **355**. 1907. S. 1.

Es wird gebeten, alle wissenschaftlichen Zusendungen für die Sitzungen im Jahre 1908 **mit genauer Angabe der Adresse des Absenders** an Herrn Geh. Oberregierungsrat Prof. Dr. **A. Engler** in **Dahlem-Steglitz**, k. bot. Garten, zu richten.

Die wissenschaftlichen Sitzungen finden mit Ausnahme der Monate August und September am letzten Freitag jeden Monats abends 7 Uhr statt.

☞ Sämtliche Mitteilungen für die Berichte müssen spätestens **acht Tage vor der Sitzung**, für welche sie bestimmt sind, dem Vorsitzenden **vollständig druckreif** im Manuskript — **die Tafeln genau im Format** (12/18 *cm*) — eingereicht werden. **Die Mitteilungen sollen der Regel nach den Umfang von 8 Druckseiten nicht überschreiten.** (Reglement § 19.) Die Aufnahme von Mitteilungen, welche in unrichtigem Deutsch abgefasst sind, muss wegen der daraus entstehenden Unzuträglichkeiten beanstandet werden. Die Beanstandung betrifft auch Arbeiten, welche Diagnosen in fehlerhaftem Latein enthalten. Es wird gebeten, im Manuskript nur eine Seite zu beschreiben und am Kopfe desselben die Anzahl der gewünschten Sonderabdrücke anzugeben.

Die Verantwortlichkeit für ihre Mitteilungen tragen die Verfasser selbst.

Alle auf die Veröffentlichung der Berichte bezüglichen Schriftstücke, Korrekturen usw. sind zu senden an Herrn Dr. W. Wächter, Steglitz bei Berlin, Florastr. 2B. Ein unmittelbarer Verkehr zwischen den Autoren und der Druckerei findet nicht statt.

Vorstand und Kommissionen der Gesellschaft für das Jahr 1908.

Für die Generalversammlung: Schwendener, Präsident; Drude, Stellvertreter.

Für die wissenschaftlichen Sitzungen in Berlin: Engler, Vorsitzender; Kny, erster Stellvertreter, O. Reinhardt, zweiter Stellvertreter; H. Fischer, erster Schriftführer, Köhne, zweiter Schriftführer, Lindau, dritter Schriftführer.

Schatzmeister: O. Appel.

Redaktions-Kommission: A. Engler, H. Fischer, Köhne, Lindau, Ascherson, Gilg, Kolkwitz.

Geschäftsführender Sekretär: W. Wächter.

Alle Geldsendungen, sowie die auf das Bezahlen der Jahresbeiträge bezüglichen Schriftstücke, werden franko „An die Kur- und Neumärkische Darlehnskasse für die Deutsche Botanische Gesellschaft, Berlin W. 8, Wilhelmplatz 6", erbeten. Der Beitrag beträgt **für ordentliche Berliner Mitglieder Mk. 20, für auswärtige ordentliche Mk. 15, für alle ausserordentlichen Mitglieder Mk. 10.** Alle event. Reklamationen, die Versendung der Berichte und Sonderabdrücke betr., sind **innerhalb sechs Monate nach Abschluss des betreffenden Bandes** unmittelbar an die Verlagshandlung, Gebr. Borntraeger, Berlin SW 11, Grossbeeren-Str. 9, zu richten. Adressenänderungen sowie alle das Mitgliederverzeichnis betreffenden Berichtigungen oder sonstige geschäftliche Mitteilungen bittet man an Herrn Dr. W. Wächter, Steglitz bei Berlin, Florastr. 2 B, zu senden.

⁂

Sonderabdrücke aus unseren Berichten

unterliegen folgenden Bestimmungen:

1. Jeder Autor erhält **50 Sonderabdrücke mit Umschlag broschiert kostenfrei** geliefert.
2. Für Mehrabzüge wird, sofern die Bestellung der Überzahl vor der letzten Korrektur erfolgt, die Berechnung nach folgendem Tarif durchgeführt:

1.	für jeden verwandten Bogen Papier zum Text	2	Pfennige
2.	für jede schwarze Tafel einfachen Formates	5	„
3.	bei mehrfarbigen Tafeln für jede Farbe pro Tafel mehr	3	„
4.	bei Doppeltafeln pro Tafel mehr	2	„
5.	Buchbinderlohn für jeden Abdruck	1,35	„
6.	für jeden Umschlag	1,5	„
7.	für einen besonderen Titel auf dem Umschlage, falls ein solcher gewünscht wird	3,50	Mark.

Pfennige, welche durch 5 nicht teilbar sind, werden nach oben auf 5 abgerundet.

Verlag von Gebrüder Borntraeger in Berlin
SW 11 Grossbeeren-Strasse 9

Soeben beginnt zu erscheinen:

Thesaurus litteraturae mycologicae et licheno-logicae ratione habita praecipue omnium quae adhuc scripta sunt de mycologia applicata quem congesserunt **G. Lindau** et **P. Sydow.** Volumen primum. Pars prima. Subskriptionspreis 31 Mk. 25 Pfg.

Die ausserordentlich schnelle Entwickelung, welche die syste-tische Mykologie seit dem Erscheinen von Saccardo's Sylloge Fungor eingeschlagen hat, im Verein mit der zunehmenden Bedeutung, die Pilzkunde auf weiten Gebieten des praktischen Lebens gewonnen und immer mehr gewinnen wird, lässt die Zusammenstellung des liegenden Thesaurus als notwendig und nützlich erscheinen. Wer die Lage gekommen ist, sich die einschlägige Literatur über mykolog Fragen zusammenstellen zu müssen, der wird die grossen Schw keiten kennen, die bei der bibliographischen Feststellung der Tite Arbeiten aufzutreten pflegen. Der Grund dafür liegt nicht allein dass die Arbeiten häufig sehr zerstreut und in schwer zugängli Zeitschriften veröffentlicht sind, sondern noch vielmehr darin, dass bereits vorhandenen, bestimmte Gebiete oder Länder betreffende sammenfassungen fast durchweg bibliographische Vollständigkeit Genauigkeit vermissen lassen.

Der Thesaurus wird zwei Bände umfassen, welche die alpha-betische Aufzählung der Titel geben werden, mit einem Umfang etwa 55 Bogen für den Band. Später soll ein dritter Band erschein der die Nachträge und zugleich eine Anordnung sämtlicher Titel nach Gebieten und Stoffen bringen wird. Die Herausgabe der ersten beiden Bände erfolgt in vier Halbbänden und wird Anfang 1 vollendet sein.

Der Subskriptionspreis des Druckbogens beträgt 1 Mk. 25 Pfg. nach Vollendung eines Bandes wird der Preis für denselben erhöht

Ausführliche Prospekte gratis und franko.

Druck von A. W. Hayn's Erben, Berlin SW. 68.

BAND XXVI a. JAHRGANG 1908. HEFT 2.

BERICHTE

DER

DEUTSCHEN
BOTANISCHEN GESELLSCHAFT.

GEGRÜNDET AM 17. SEPTEMBER 1882

SECHSUNDZWANZIGSTER JAHRGANG.

HEFT 2.

AUSGEGEBEN AM 26. MÄRZ 1908.

BERLIN,
GEBRÜDER BORNTRAEGER,
1908.

Inhaltsangabe zu Heft 2.

Seite

Sitzung vom 28. Februar 1908 103

Mitteilungen:

13. Wilhelm Kinzel: Die Wirkung des Lichtes auf die Keimung. (Mit 4 Abbildungen im Text.) (Vorläufige Mitteilung.) 105
14. M. Möbius: Die Perianthblätter von Cocos nucifera (Mit Tafel I.) 115
15. W. Palladin: Das Blut der Pflanzen. (Vorläufige Mitteilung.) 125
16. W. Sukatscheff: Über das Vorkommen der Samen von Euryale ferox Salisb. in einer interglazialen Ablagerung in Rußland. (Mit 6 Textfiguren.). 132
17. M. W. Beijerinck: Beobachtungen über die Entstehung Cytisus purpureus aus Cytisus Adami. (Mit 2 Abbildungen im Text.) 137
18. Walter Bally: Über Gallertbildung bei Chaetocerasarten. (Mit 3 Textfiguren.) 147
19. E. Hannig: Über hygroskopische Bewegungen lebender Blätter bei Eintritt von Frost und Tauwetter 151
20. S. Kostytschew: Zweite Mitteilung über anaërobe Atmung ohne Alkoholbildung. (Mit einer Textfigur.) . 167
21. F. C. von Faber: Über die Existenz von Myxomonas Betae Brzezinski 177
22. G. Albrecht: Über die Perzeption der Lichtrichtung in den Laubblättern. (Vorläufige Mitteilung.) 182
23. J. Grüss: Über den Nachweis mittelst Chromogramm-Methode, daß die Hydrogenase aktiv bei der Alkoholgärung beteiligt ist. 191

Nächste Sitzung der Gesellschaft in Berlin:
Freitag, den 27. März 1908,
abends 7 Uhr,
im Hörsaale des Schwendener'schen Botanischen Instituts,
Dorotheenstr. 5, I.

Sitzung vom 28. Februar 1908.

Vorsitzender: Herr A. ENGLER.

Als ordentliche Mitglieder sind vorgeschlagen die Herren:

Yamanouchi, Dr. **Shiges,** z. Z. in **Chicago** (durch ED. STRASBURGER und G. KARSTEN).

Nahmacher, Dr., Oberlehrer in **Spandau** (durch C. OSTERWALD und R. KOLKWITZ).

Zu ordentlichen Mitgliedern sind proklamiert die Herren:

Bode, Dr. in **Berlin.**
Furlani, Dr. **Hans** in **Nikolsburg.**
Klemt, Dr. **F.** in **Berlin.**
Andrews, Dr. **Frank Marion,** Professor in **Indiana.**
Geib, Karl in **Kreuznach.**
Lafar, Dr. **Franz,** Professor in **Wien.**
Schuster, Julius in **München.**
Müller, Dr. **H. C.,** Professor in **Halle a. S.**
Richter, Emil in **Berlin.**

Im Anschluß an den Bericht über die Mitteilung Herrn ALBRECHTs (S. 182) wurde von Herrn G. HABERLANDT, der der Sitzung anwohnte, hervorgehoben, daß alle bisher durchgeführten Benetzungsversuche ungeeignet sind, in der Frage nach der Bedeutung der papillösen Laubblattepidermis für die Lichtperzeption eine bestimmte Entscheidung herbeizuführen. Auch bei vollständiger Benetzung mit Wasser kommt es mindestens bei schrägem Lichteinfall infolge totaler Reflexion des Lichtes an den Innenflächen der vorgewölbten Außenwände zu denselben, wenn auch viel geringeren Unterschieden in der Intensitätsverteilung des Lichtes auf den Innenwänden, wie bei trockener Epidermis. Ist die Unterschiedsempfindlichkeit der Plasmahäute auf den Innenwänden groß genug, so kann demnach die Lichtrichtung perzipiert werden.

Es waren daher neue Versuche nach anderer Methode notwendig. Der Vortragende hat solche Versuche im Sommer vorigen Jahres mit den Blättern von *Tropaeolum majus* in der Art durchgeführt, daß nur ein Teil der Blattoberfläche benetzt und mit dem Glimmerplättchen bedeckt wurde, während der andere Teil trocken blieb. An der Grenze zwischen benetzter und unbenetzter Blattpartie wurde ein leichter schwarzer Papierschirm angebracht. Der Blattstiel war entsprechend verdunkelt. Dann wurden beide Blattpartien von entgegengesetzter Seite her schräg beleuchtet. Das Ergebnis war, daß sich der Blattstiel immer gegen jene Lichtquelle zu krümmte, die die trockene Blattpartie beleuchtete; dies war auch dann der Fall, wenn bei gleich intensiver Beleuchtung das trockene Blattstück um vieles kleiner war als das benetzte, oder wenn die Intensität des Lichtes, mit dem die benetzte Blatthälfte beleuchtet wurde, doppelt so groß war wie die, mit der die gleich große trockene Blatthälfte beleuchtet wurde. Für die Einstellung in die günstige Lichtlage war also allein die trockene Blattpartie ausschlaggebend, in der die Linsenfunktion der Epidermiszellen normal zur Geltung kommen konnte. Diese Versuche sind nach der Ansicht des Vortragenden entscheidend. Ausführlicheres hierüber wird er später mitteilen.

Herr GRÜSS führte im Anschluß an seine Mitteilung: „Über den Nachweis mittelst Chromogramm-Methode usw.“ (S. 191) einige Versuche über Enzymwirkungen vor, demonstrierte den Nachweis von Hefeoxydase mittelst Tetramethylparaphenylendiaminchlorid und von Peroxydase mittelst Ursoltartarat zu dem Zweck, mit Hilfe von Abbildungen das Verfahren der Chromogramm-Methode zu erläutern.

Mitteilungen.

13. Wilhelm Kinzel: Die Wirkung des Lichtes auf die Keimung.

(Mit 4 Abbildungen im Text.)

(Vorläufige Mitteilung.)

(Eingegangen am 9. Februar 1908.)

Vor einer ausführlichen Darlegung meiner nunmehr zu einem gewissen Ziele gelangten Versuchsreihen über die Wirkung des Lichtes auf die Keimung möchte ich in dieser kurzen Mitteilung noch einiges Wesentliche zu dem schon gegebenen[1]) Vorbericht ergänzend hinzufügen.

Die Untersuchungen des letzten für die Versuche in München sehr günstigen Jahres erstreckten sich auf 26 Samenarten in 355 Einzelversuchen. Im ganzen wurden 40300 Samen beobachtet, von *Poa pratensis* in 92 Versuchen allein 9200. Diese große Zahl von Versuchen, die z. T. gleichzeitig unter derselben Belichtung und auf derselben Filtrierpapierfläche ausgeführt wurden, bietet eine gewisse Gewähr für die richtige Korrektur etwaiger, bei empfindlichen Samen doch recht leicht möglicher Beobachtungsfehler.

Es konnte zunächst schon als erfreulicher Fortschritt betrachtet werden, wenn es gelang, in die nach zahlreichen Beobachtungen offenbar vorhandene, verschiedene Wirkungsweise von Licht und Dunkel einen etwas klareren Einblick zu gewinnen. Die meiste Aussicht für die Erreichung dieses Zieles versprach die Beobachtung verschiedener durch die Farben des Spektrums und durch einige geeignet gewählte Mischfarben gleichzeitig beleuchteter Versuchsreihen.

Auf solchem Wege, der nach der vorigen Mitteilung für *Nicotiana* schon ganz bestimmte Erfolge ergab, ist es tatsächlich gelungen, in ihrer Gesamtheit vergleichbare Wirkungen zu erzielen und namentlich auch dem Kern der Frage näher zu rücken, inwieweit die zur Ernährung des Embryos im Innern des Samen-

---

1) D. B. G. 1907, Heft 6.

korns nötigen Umwälzungen durch die Belichtung eine Änderung erfahren.

Wenn schon durch die Versuche mit *Nigella*[1]) ein chemischer Einfluß der Belichtung sehr wahrscheinlich gemacht war, konnte dennoch auch für die Wirkungsweise des nur im Dunkeln ausgiebig entstehenden gelben Farbstoffs lediglich als Vermutung bemerkt werden, daß er eine Rolle als Kohlehydrat-Vermittler spiele. Doch schon die bei niedrigerer Temperatur auch im Lichte (bei 20 ° wurden alle Samen im Lichte keimunfähig) mögliche Keimung zeigte, daß diese nicht unter allen Umständen von dem Entstehen des gelben Farbstoffs abhängig sei. Das Gleiche war ja auch längst für *Poa* klar, wo umgekehrt bei entsprechender Nachreife die Keimung in absoluter Dunkelheit auch ohne Mithilfe des Chlorophylls gelingt (selbst bei nur 20 °), aber dennoch in gewissen Reifestadien bei einem sehr großen Prozentsatz der Samen nur durch reichliche Chlorophyllbildung vor dem Austritt des Würzelchens ermöglicht scheint. Es war also auch bei *Poa* nur wahrscheinlich, daß in gewissen Reifestadien die Mitwirkung des entstehenden Chlorophylls zum Eintritt der Keimung nicht entbehrt werden könne. Ein ganz stärkefreier Same, bei dem die Beziehungen zwischen Chlorophyllbildung, Stärkebildung und Stärkewanderung leicht verfolgt werden konnten, mußte bei einigem Glück und einiger Sorgfalt der Beobachtung am besten über diese noch ungelöste Frage Aufschluß geben.

Ein solcher Same fand sich in *Veronica peregrina*. Schon HEINRICHER[2]) hatte nachgewiesen, daß die starke Wirkung des Lichtes auf die Keimung dieses Samens mit etwaiger, früh einsetzender Assimilation nicht in Verbindung stehe. Daß das junge Chlorophyll schon der Assimilation diene, und nicht vielmehr, wie die gelben und roten Farbstoffe oft, der Anziehung und Verteilung von im Innern gebildeten Kohlehydraten, war ohnehin wahrscheinlich.

Um nun den Keimungsvorgang von *Veronica peregrina* in möglichst kurzer Zeit und auch gleichzeitig im Dunkeln beobachten zu können, wurden die Samen nach der am 18. August zu Insbruck erfolgten Ernte 3½ Monate, in trockenem Sand eingebettet, an einem schattigen Orte aufbewahrt. Es war nach dieser Zeit zu erwarten, daß die Samen die für *Veronica* bis dahin bekannten Eigenschaften — langandauernde, sehr allmähliche Keimung — nicht mehr besitzen würden. HEINRICHER hatte festgestellt, daß die Samen im Dunkeln nicht oder so gut wie nicht keimten und auch die Versuche der K. Dänischen Samenkontrollstation geben für die *Veronica*-Arten selbst bei einiger Nachreife recht langsam fortschreitende Keimungen[1]). Eigene Versuche mit *Veronica bellidioides*, die frisch geerntet von der Schneekoppe mitgebracht waren, gaben im Jahre 1895 im Dunkeln auf Sand während eines Jahres keinen Keimling.

---

[1]) D. B. G. l. c.

[2]) D. B. G. 1899, Heft 8.

Trotzdem diese Erfahrungen für die Wahl von *Veronica* als Versuchsobjekt wenig einladend schienen, war doch der Erfolg der langen Nachreife, wie nach Versuchen mit ähnlichen Samen fast zu erwarten war, ein so vorzüglicher, daß der ganze Versuch schon in einem Monat entschieden war. In den günstigsten Farben erreichte die Keimung in dieser Zeit 100 %, wie aus beigegebener graphischer Darstellung ersichtlich ist. Im Weiß und Gelb steigt die Keimung nach 30 bzw. 32 Tagen auf 100 %, im gelben Lichte, wie immer bei frischeren Samen (vergleiche auch *Drosera* und besonders auch *Poa*!) in den ersten Wochen deutlich verzögert und hier weit überholt durch das dunklere Orange, das gleichfalls in 40 Tagen 99 % Keimlinge[2]) ins Leben ruft. Aus dieser Wirkung des Orange, die seinem Gehalt an roten Strahlen zuzuschreiben ist, war schon zu schließen, daß auch das dunkle Rot[2]) hier bei *Veronica* viel intensiver wirken würde als bei *Nicotiana*, wo die Keimung im Rot nicht viel höher ging als im Blau und nach 10 Tagen 2 Monate lang auf 55 % stehen blieb. Erst ein Wechsel zu Grün konnte den Rest der Samen bis zu 97 % ins Leben rufen. Ebenso sei beiläufig vom Hellblau (Stillstand bei 32 %) und Dunkelblau (41 %) des *Nicotiana*-Versuches erwähnt, daß diese Versuche nach 1 und 2 Monaten durch weißes und grünes Licht beleuchtet, nach 4 Tagen von neuem zu keimen begannen. Der eine Versuch stieg schon in 10 Tagen von 32 % in zwei Reihen à 100 Samen beidemal auf 100 %, der andere auf 98 %! Selbst das Violett konnte noch nach 2½ Monaten durch Farbenwechsel bis auf 90 % gebracht werden.

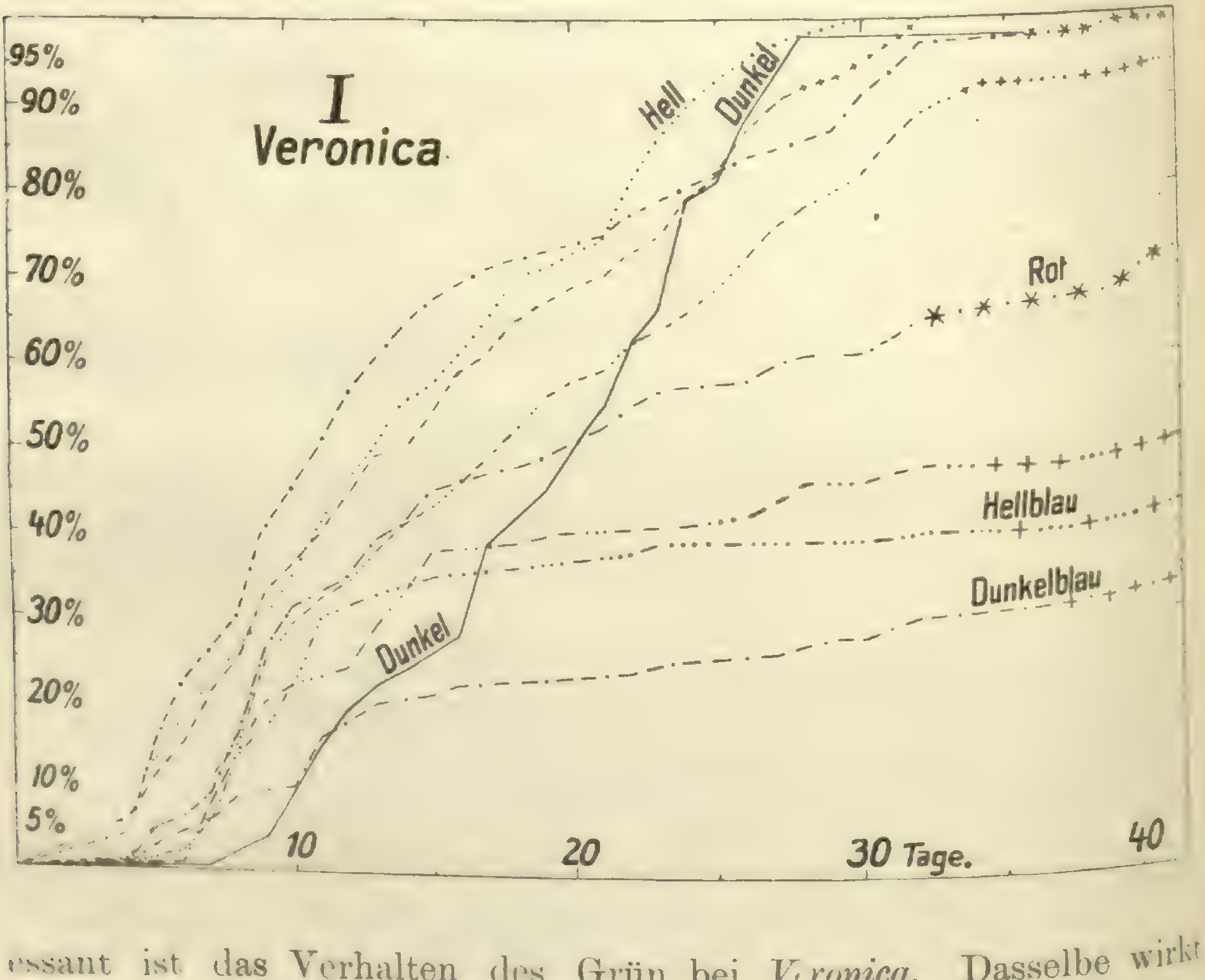
Zahlreiche Versuchsreihen mit *Poa* zeigten aber auch, daß bei Änderung der Belichtung einer in den verschiedenen Farben keimenden Versuchsreihe in ein überall gleichmäßiges Weiß die Nachwirkung der vorher genossenen Lichtart so stark sein kann, daß noch wochenlang ein ganz verschiedenes Ansteigen der Keimung, mit Unterschieden bis zu 20 %, beobachtet werden kann.

---

[1]) Z. B. für *Veronica hederaefolia* nach 40 Tagen Nachreife volle Keimung erst nach einem Jahre (Aarsberetning 1904/5).

[2]) Erst nach einem weiteren Monat auf 100 %, 7 Tage später dann auch Rot und selbst Hellblau (!), während Dunkelblau nicht über 44 % hinauskommt.

Während also das Rot bei *Nicotiana* gleichzeitig mit dem Blau zu wirken aufhört, steigt die Keimung bei *Veronica* im Rot nach 1 Monat von 61 % noch 20 Tage lang langsam bis auf 88 %, wo erst ein 18-tägiger Stillstand erreicht wird, während in der gleichen Zeit Hellblau und Dunkelblau nur von 39 % zu 46 % und 28 % zu 36 % fortschreiten! Das Violett wirkt, wie in vielen Fällen, immer intensiver wie Blau, nach 1 Monat von 46 % langsam, ganz spät erst etwas rascher auf 74 % Keimlinge steigend. Besonders interessant ist das Verhalten des Grün bei *Veronica*. Dasselbe wirkt noch langsamer, wie anfänglich das Gelb und kann nur 94 % Keimlinge erwecken. Bei *Nicotiana* wirkt es am schnellsten von allen Farben, wie in vielen anderen Fällen bereits vorher festgestellt wurde; doch war stets, besonders bei frischeren Saaten, trotz der großen Energie der Keimung bei einem deutlich als gesetzmäßig erkennbaren, wenn auch kleinen Bruchteil der Samen, Keimunfähigkeit in dieser Farbe zu beobachten. Besonders klar wurde der Grund dieser Erscheinung, wenn mehr bläuliche Nuancen des Grün angewandt wurden. Bei *Poa* konnte die schädliche Wirkung dieser sonst für den Samen günstigsten Farbe bei dem in Betracht kommenden geringen Bruchteil der Individuen ganz vermieden



werden, wenn das Licht quer durch dichtgedrängte junge Halme schon gekeimter *Poa* auf die Samen fiel. Noch verständlicher wird die Wirkung des Grün durch den Versuch mit *Allium suaveolens* (Fig. II).

Nach Betrachtung der Wirkungen der verschiedenen Farben bei *Veronica* setzt, wie ein Blick auf die Fig. I lehrt[1]), die Wirkung absoluter Dunkelheit am meisten in Staunen. Während sich der Verlauf dieser Keimung (mit 300 Versuchssamen) anfangs, wie oft, fast ganz mit dem langsamen Verlauf im Dunkelblau deckt, erfolgt vom 16. Tage an ein jähes Ansteigen bis zu 98 % in 30 Tagen, gleichzeitig mit 100 % im Weiß und Gelb, während Rot, Blau, Violett auf 61, 28, 39, 46 stehen!

Diese Erscheinung muß für jeden, der sich nicht persönlich mit der eigenartigen Wirkung von Licht begrenzter Wellenlänge beschäftigt hat, rätselhaft sein, besonders wenn man bedenkt, daß die am 8. Dezember beginnenden, mit Willen in eine Zeit geringster Lichtintensität verlegten Versuche (gegenüber den Versuchen mit *Nicotiana* und anderen) mit Leichtigkeit auf die absolut gleiche Temperatur von 20° eingestellt werden konnten. Trotzdem ergab sich für das Blau dieselbe starke Wirkung, wie in günstigster Sommerzeit. Damals war z. B. auch für normal geerntete[2]) *Poa* nachgewiesen worden, daß das blaue Licht selbst bei 30° die Keimung vollkommen hindert, während die Samen im Dunkeln bei 30° zu 95 % keimen! Nicht so allerdings bei in ungünstigem Wetter gereifter, in der entscheidenden Zeit öfter beregneter *Poa*, die schon nach wenigen Monaten im Blau zu keimen vermag (wenn auch anfangs noch stark verzögert) und sich auch im Dunkeln bei 20°, wie in den verschiedenen anderen Farben des Lichts wesentlich anders verhält, wie normal besonnte oder in großen Säcken verpackte, nicht zur völlig normalen Nachreife und Austrocknung gelangte Saat.

Bei *Veronica* konnte nun diese sich überall, auch bei lichtscheuen Samen, zeigende, äußerst keimungshemmende Wirkung der blauen Strahlen als eine chemische erkannt werden. Die zu nahezu $^{2}/_{3}$ hartnäckig nicht keimenden Samen gehörten natürlich nicht zu den schwächeren Individuen, wie sie ersichtlich unter den 2 % keimunfähigen im Dunkeln und den 6 % ebensolchen im Grün[1]) vorlagen, sondern verharrten halbgequollen mit keimbereitem Embryo im Banne des Blau, welches die Bildung der zur Ernährung des Embryos nötigen Stärke aus den Reservestoffen verhinderte. Die Samen blieben stärkefrei trotz Quellung.

---

[1]) Die Linien sind zweckmäßig mit Farbstift nachzuzeichnen. Erläuterungen finden sich in den Figg II und III; zur Sicherheit bei Rot und Orange am Schluß 6 (7) Sterne, bei Grün 8, Hellblau 3, Dunkelblau 4, Violett 6 und Gelb 8 aufrechte Kreuze.

[2]) Bei fortschreitender Reife nie beregnete! Alle Samen stammten 2 Jahre lang von den gleichen Pflanzen.

Während für die Wirkung der übrigen der Keimung ungünstigen Farben derselbe Grund mehr oder minder stark gehemmter Ernährungsmöglichkeit vorlag, beobachtet man im Dunkeln unter Ausschluß der hemmenden Lichtwellen das unter diesen Umständen interessante Bild einer idealen Keimung, d. h. einer Keimung bis zu dem Punkte, wo nach Verbrauch der vorhandenen Reservestoffe die Assimilation einsetzen müßte. Der Same quillt unter gleichzeitiger reichlicher Stärkebildung im Innern, ebenso wie im Lichte, auf, aber seine Cotyledonen bleiben bleich und ermangeln der Fähigkeit, die gebildete Stärke bis zum Eintritt der Assimilation weise zu verteilen. Die Stärke wandert sofort beim Austritt des Würzelchens ins Hypokotyl, wo später bei ganz stärkefreien bleichen Keimblättern ihre ganze Masse wie ein Pfropf festgelegt ist, mit spärlicher Verteilung bis zur Wurzelspitze. Die Stärke wird sehr bald verzuckert und ganz veratmet. Die Pflanzen gehen zugrunde, während die im hellen Licht gekeimten noch viele Wochen auf dem Papier am Leben bleiben. Bei letzteren ergrünen, wie bei *Poa*, während des Quellens die Cotylodonen schon im Innern des Samens und halten noch beim Austritt des Würzelchens die in ihnen enthaltene Stärke vermöge des Chlorophylls fest, um dieselbe erst allmählich nach Bedarf bis zum späteren Einsetzen der Assimilation als Baustoff abzugeben.

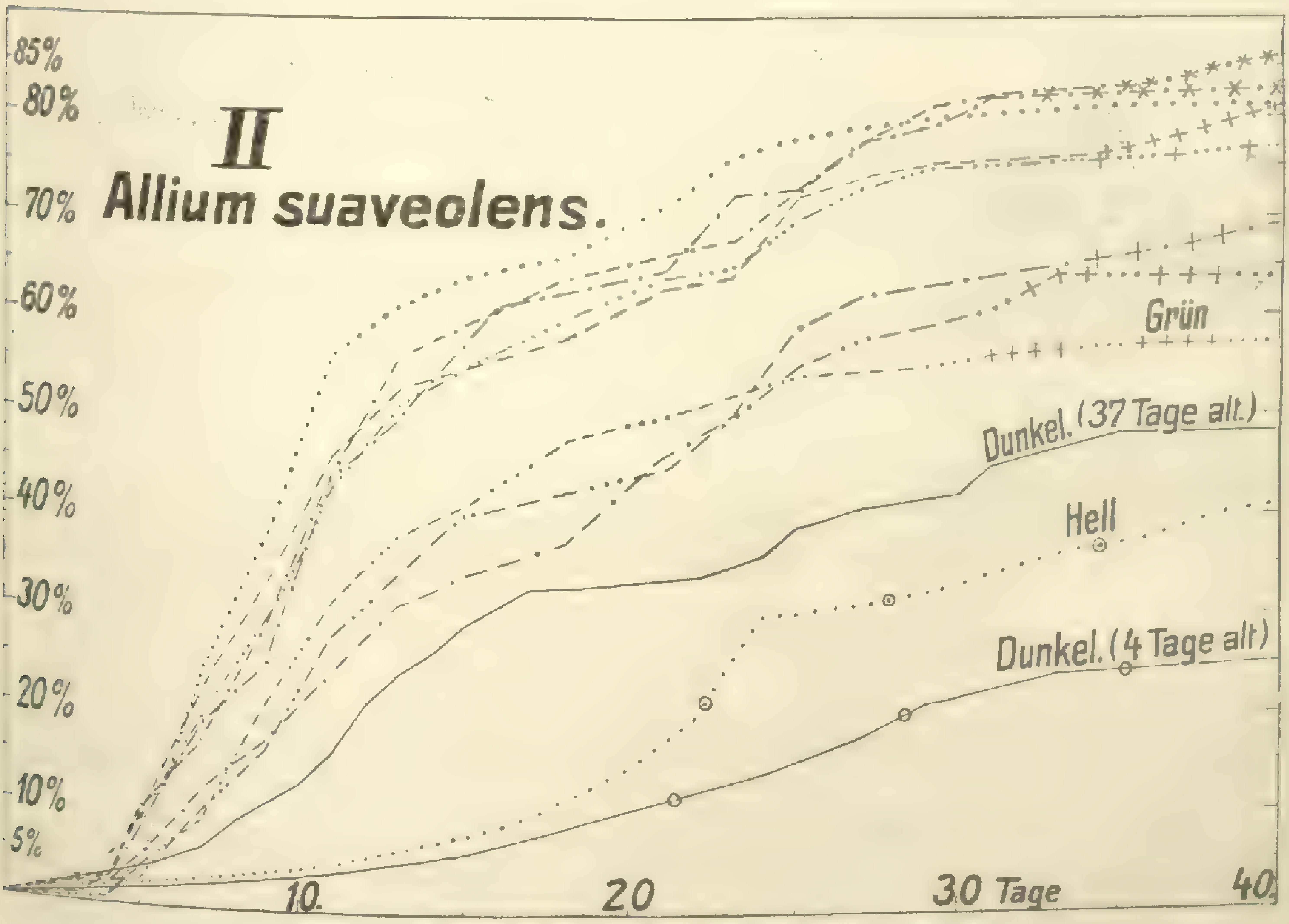
Dieser Keimungsverlauf erklärt die frühzeitige Bildung des Chlorophylls bei solchen lichtbedürftigen Samen. Das Chlorophyll hat die Aufgabe, die vorhandenen, meist spärlichen Reservestoffe geeignet zu verteilen und so das Leben der jungen Pflanze so lange zu sichern, bis es selbst als C-Quelle für diese dienen kann.

Als sehr lehrreich und überzeugend habe ich aus der Menge der angestellten Versuche, den mit *Allium suaveolens* (Fig. II) beigefügt. Der Same wurde bei günstigem Wetter auf Mooren nördlich von München am 30. September geerntet und am 3. Oktober zur Keimung angesetzt. Diese Keimungskurven des nicht nachgereiften Samens sind im Licht und Dunkel mit 3 Ringen markiert. Der Same erwies sich, abweichend von allen anderen geprüften *Allium*-Arten (auch wilden, wie z. B. *A. Victorialis)*, als lichtbedürftig. Erst nach 4 Monaten gelangten die Keimlinge im Dunkeln auf die gleiche Zahl wie die belichteten — nur 42 %.

---

[1]) Hier versuchte bei einigen das Würzelchen auszutreten: dann an der Wurzelspitze als Krankheitsmerkmal Schimmelbefall.

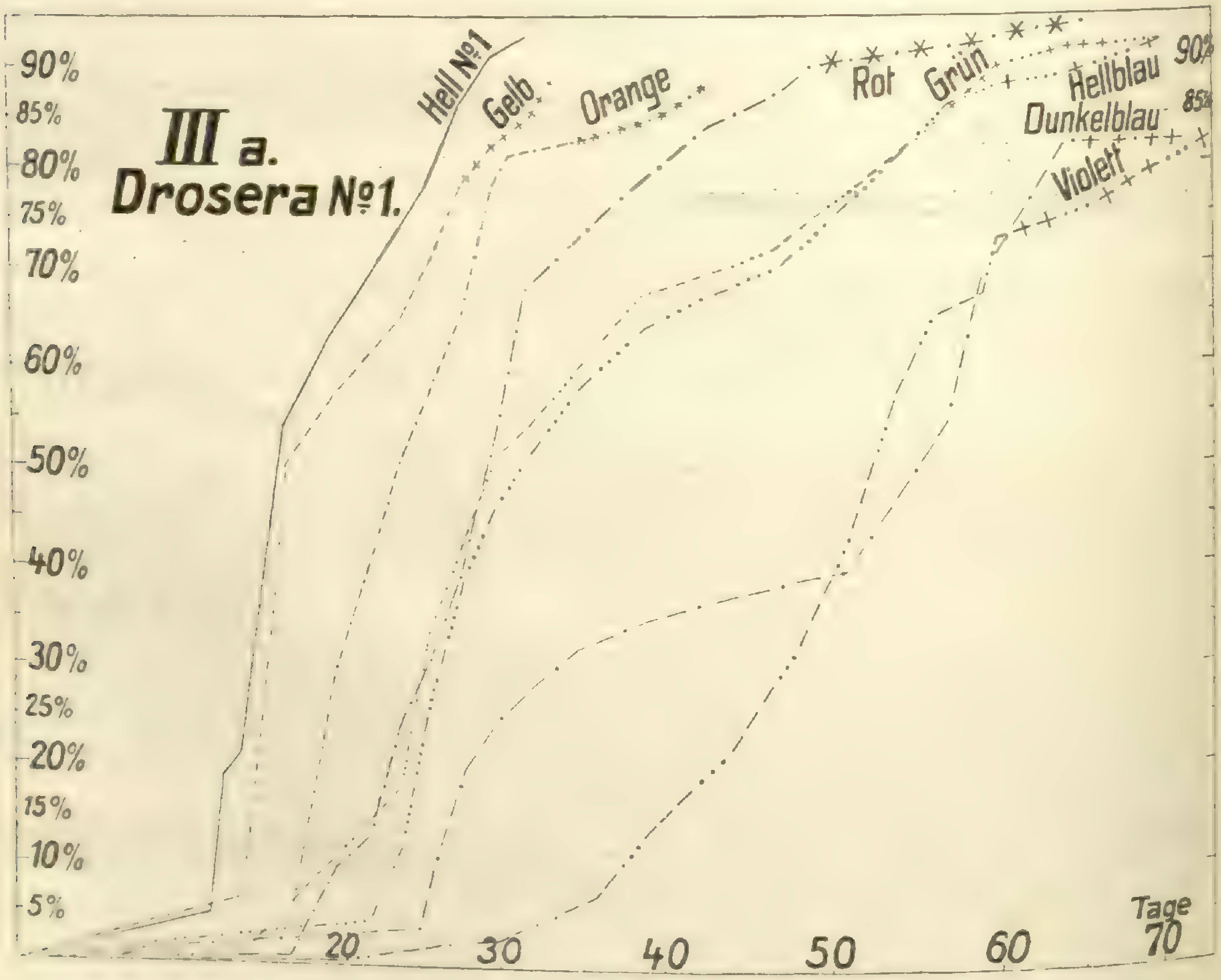
Schon 37tägige Nachreife jedoch ergab in den günstigsten Farben (Rot, später auch im Weiß) 92 % Keimlinge, während die am 3. Oktober angesetzten Samen noch immer auf 42 % verharrten mit 58 % augenscheinlich ganz gesunden (schimmelfreien) Individuen von latentem Leben[1]). Diese können, wie meist in solchen Fällen, nur durch Austrocknen und späteres Wieder-Befeuchten zur Keimung gebracht werden. Ein Blick auf die Fig. II für *Allium* lehrt, wie scharf hier die Kurven der roten Spektrumhälfte von den Kurven der blauen Hälfte geschieden sind. Das dunkle Rot selbst ist günstigste Farbe (anfangs, wie bei *Veronica* das Orange) mit 92 %; erst viel später kommt das Weiß (nach 3 Monaten) auf die gleiche Zahl 92 %. Die Wirkung von Licht und Dunkel ist durch die Nachreife noch mehr geschieden; auch nach 3 Monaten keimen die Samen im Dunkeln nicht über 50 % hinaus, während die ungünstigsten Farben — Grün und Violett — während 3 Monaten sehr langsam genau je auf 76 % Keimlinge kommen. Die zusammengesetzten Farben Grün und Violett gleichen sich auch in anderen Fällen — dann oft als Optima — auf das Prozent



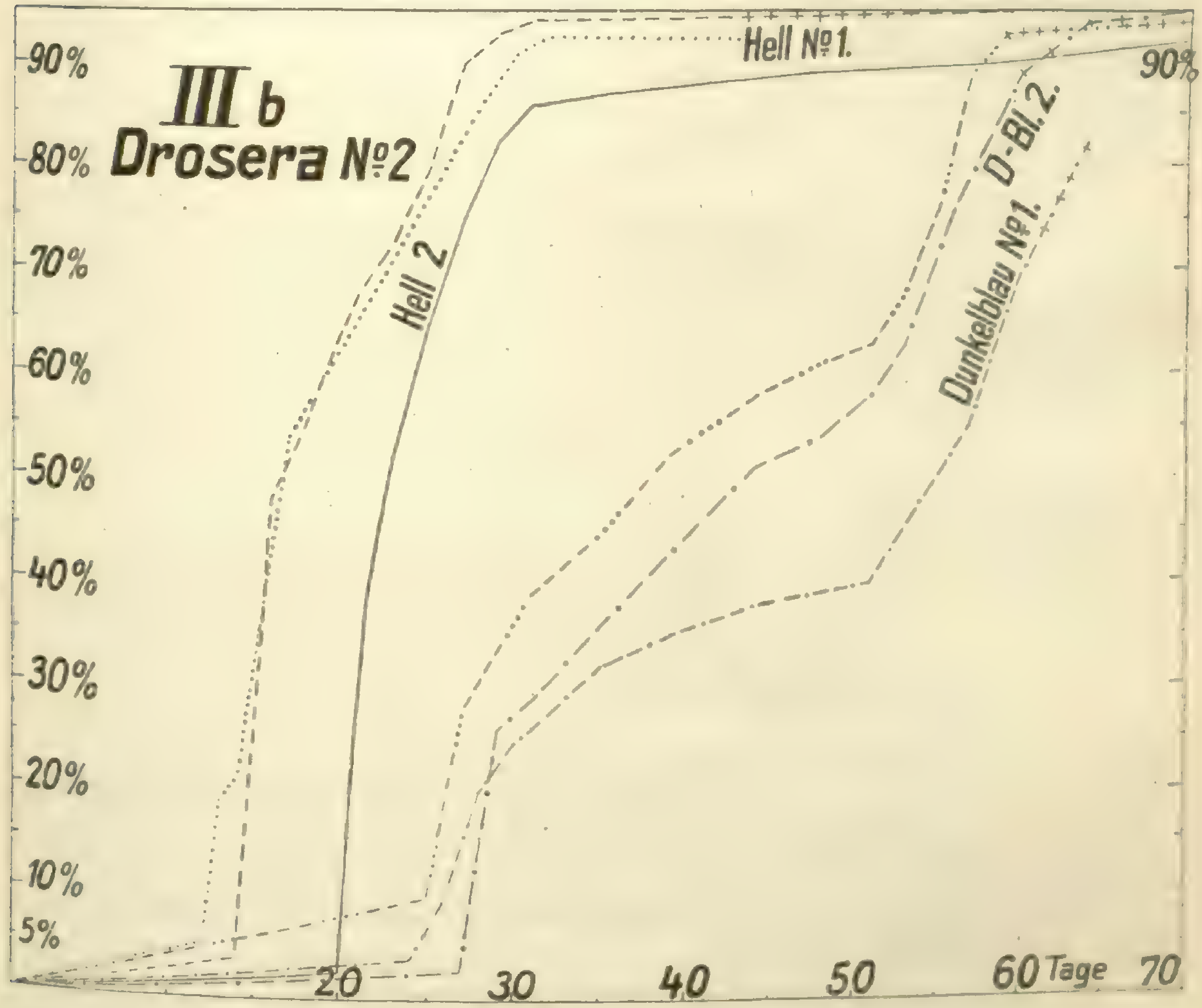
---

[1]) Dieselben regten sich erst Mitte Februar 1908 — nach 3 Monaten Pause, zugleich mit 8 anderen in der Keimung pausierenden Samenarten (von 42 % auf 61 % in 14 Tagen!)

genau in ihrer Wirkung. In unserem Falle von *Allium* ist die Wirkung des Grün einzigartig, aber erklärlich durch den Standort dieser pontischen Art. Die graphische Darstellung konnte nur bis zu 40 Tagen gegeben werden; daß sich auch nach weiteren 2 Monaten im Prinzip nichts ändert, beweisen die oben gegebenen Zahlen. Die genaue Übereinstimmung der gleichen Versuchsreihen wurde, wie bei den übrigen Versuchen, ermöglicht durch Einsammlung einer großen Menge, hier 100 g, der Saat und Verwendung einer reichlichen Anzahl auserlesener, gut gemischter Exemplare.



Die dritte Figur zeigt sehr schön die Änderungen, welche ein rasch nachreifender bzw. sterbender Same erfährt und den Ausdruck dieser Änderungen in den je nach dem Alter der Samen verschieden verlaufenden Kurven. Auf Fig. IIIa sind die Kurven für frisch entnommene, noch klebrige Saat eingezeichnet, auf Fig. IIIb die für 15 Stunden an der Luft aufbewahrte Saat. Verwandt wurden je 150 - 200 Samen. Auffallend ist besonders die viel stärker hervortretende Wirkung der gelben Strahlen bei der abgetrockneten Saat, doch in Übereinstimmung mit den in längerer Zeit verlaufenden Änderungen in dieser Richtung bei *Poa* und anderen. Ebenso stimmt die viel weniger hemmende Wirkung des Blau (langsam auf 95 % K.) gleichfalls mit der sich erst in Monaten einstellenden Änderung bei *Poa* und anderen überein. Zur Bequemlichkeit ist in Fig. IIIb bei Weiß und Blau die Kurve für den frischen Samen zum Vergleiche punktiert eingezeichnet. Nach 1 Monat überwiegt die Wirkung des Gelb noch mehr die des diffusen Lichtes, die Keimung geht aber beiderseits schließlich nur auf 90 und 88 %. Nach 2 Monaten keimt der Same nur ganz spärlich im Gelb, für alle anderen Farben scheint er tot[1])!



Dies Überwiegen in der Wirkung anfangs schädlicher bzw. hemmender Strahlenarten erklärt sich zwanglos aus dem ganzen Verlaufe dieses Vorberichts und aus zahlreichen anderen Untersuchungen, auf welche sich diese Mitteilung stützt. Es kommen auch Fälle vor, wo nur noch das weiße Licht und eine Strahlenart wirkt, die übrigen Farben nicht; in anderen Fällen ist die Wirkung der günstigsten Strahlenart im Weiß nicht so überwiegend und die Keimung erfolgt nur noch in Licht von begrenzter Wellenlänge — in einer bestimmten Farbe. Versuche mit rasch sterbenden Samen, wie *Salix* (Lebensdauer wenige Stunden), können hier noch schöne Aufschlüsse geben.

---

[1]) Erst die steigende Lichtintensität zu Ende Februar konnte diese Samen z. T. noch erwecken und zwar jetzt, nach der Schädigung durch 4 Monate lange feuchte Lagerung am Licht, wie erwartet, nur noch in den Farben Rot und Blau. (Hellblau bis 21 %, Dunkelblau bis 8 %, Rot bis 28 %) In den übrigen Farben (außer Orange = 21 %) keine Keimung: also in Gelb, Weiß, Grün, Violett zu 100 % regungslos!

Pedicularis Sceptrum Carolinum, dessen Samen am 3. Juli bei München geerntet wurden, keimte frisch im Licht sehr langsam schließlich zu 40 %, im Dunkeln außerordentlich viel rascher bis zu 54 % (nach 1 Monat wie 20 % : 54 %). Schon bis zum 25. August, also in knapp 2 Monaten, war der Same so weit tot, daß er nur noch im Blau spärlich und im Violett bis zu 8 % keimte.

Ganz ähnlich verhält sich *Veratrum*, nur daß seine Lebensdauer viel länger ist. Schon im Vorbericht wurde der Same als aussichtsvolles Objekt bezeichnet. Die Keimung frischer, guter Saat führte nach 8 Monaten bis zu 58 % im Dunkeln, im Weiß auch bis zu 56 %, jedoch mit einem Abstand in der Entwicklung von rund 3 Monaten später. Hier war es leichter als bei *Pedicularis*, einen Zustand des Samens zu erwischen, der für das Studium der obigen Alterungserscheinungen noch nicht zu weit vorgeschritten war. Nach Verlauf von 8 Monaten keimte dann auch dieselbe Saat (natürlich die gleiche aufbewahrte, exakte Durchschnittsprobe) nur noch im Grün und Violett (vgl. das Gegenteil bei dem Lichtsamen *Allium suaveolens*) ausgiebig und rasch übereinstimmend zu 22 % und 23 %, beginnend schon nach 1$^1/_2$ und 2 Monaten. Eine wegen dieser eigenartigen Wirkungen von Orange, Grün, Violett gegenüber den Farben Rot, Blau, Gelb eingeschaltete Mischfarbe, ganz helles Blaugrün, wirkte sogar schon nach einem Monat und stieg sehr rasch bis zu 10 % an; dann aber überwog das Blau der Farbe so stark, daß die Keimung erst während 7 Monaten allerdings auch bis auf 19 % gelangte. Dagegen konnte reines Blau, von dem Verdunkelungsgrad des Grün und Milchweiß (Dänische Glocken), nur 1 % Keimlinge nach 7 Monaten, reines Gelb auch, ebenso wie Weiß nur 2 % nach dieser langen Zeit ins Leben rufen. Besser stellte sich Milchweiß (von der Verdunkelung des Grün); jedoch auch nur 6 % nach sechs Monaten erregend. Rot, Orange, nach 4 Monaten beginnend, nur spät bis 8 und 13 %.

Man erhält die Kurven dieses Samens in diesem seinem müden Stadium fast genau im Bilde, wenn man die blaue und rote Kurvenhälfte (inkl. Weiß) des Lichtsamens *Allium suaveolens* vertauscht.

Ganz ähnlich wirkte Grün und Violett auf im Münchener Klima verregnete Saat von *Nigella damascena*. Der Same keimte im übrigen weder im Dunkeln (hier erst sehr spät bis 62 %, die Zahl von Grün und Violett) noch im Hellen gut. Im weißen Licht sind auch nach 3 Monaten nur 34 % (32 % und 34 %) gekeimt. Die Fähigkeit, lichthart zu werden, hat also solche Saat zum Teil eingebüßt, aber auch die Fähigkeit, rasch im Dunkeln zu keimen.

Nach alledem und auch nach hier nicht erwähnten Beobachtungen würde demnach die zweckmäßigste Konstruktion für Apparate zu weiteren Versuchen nach Art eines Mistbeetfensters anzuordnen sein mit möglichst gleichmäßigem Lichteinfall. Natürlich wäre ein ganz gleicher Farbenton Vorbedingung für übereinstimmende Ergebnisse, wie aus der Wirkung des Grünlichblau bei *Veratrum* erhellt. Alles andere, Temperatur und Feuchtigkeit, kommt in zweiter Linie und ist leicht genügend genau einzustellen. Am besten würde eine durchlochte Porzellanplatte in den schräg belichteten Kästen über einem Wasservorrat anzubringen sein. Das Wasser könnte zu den darauf lagernden Filterscheiben durch die Löcher mittels Dochten heraufgesogen werden.

Herr Geheimrat Professor Dr. GOEBEL hatte die Liebenswürdigkeit, mir frisches Samenmaterial von *Drosera capensis* zu überlassen. In gleicher Weise bin ich Herrn Professor Dr. HEINRICHER zu Innsbruck dankbar für die Übersendung frischer Samen von *Veronica peregrina* und die Überlassung des hier behandelten Teiles an den Arbeiten über diesen Samen. Inzwischen ist in der WIESNER-Festschrift ein Teil der noch unveröffentlichten Arbeiten von HEINRICHER über *Veronica peregrina* erschienen.

München, den 7. Februar 1908.

14. M. Möbius: Die Perianthblätter von Cocos nucifera.

(Mit Tafel I.)

(Eingegangen am 10. Februar 1908.)

In der Absicht, die Entwicklungsgeschichte der Kokosnuß zu untersuchen, verschaffte ich mir Material von Blüten und von jüngeren und älteren Früchten der Kokospalme: das erste erhielt ich durch die Güte des Herrn Dr. ADOLF REICHARD, der es mir 1904 aus Haiti mitbrachte, und im Jahre 1906 sandte mir auf meine Bitte Herr W. HARRIS, Direktor von Hope Gardens in Kingston auf Jamaica noch reichlicheres Material, das jenes in wünschenswerter Weise ergänzte. Beiden Herren sei auch an dieser Stelle für die freundliche Erfüllung meines Wunsches bestens gedankt. Die Untersuchung des REICHARD'schen Materials gab mir bereits Veranlassung, eine kurze Mitteilung über die merkwürdigen, mit Rhaphidenbündeln versehenen Trichome auf dem Fruchtknoten, in diesen Berichten (1905, Bd. XXIII, Seite 485) zu veröffentlichen; jetzt scheint mir die Struktur der Perianthblätter sowohl der männlichen als auch der weiblichen Blüten wert zu sein, sie besonders zu beschreiben und mit Hilfe einiger Abbildungen zu erläutern: zeigen sie doch ein wesentlich anderes Bild, als wir es uns von den als zarte und hinfällige Gebilde angesehenen Kelch- und Kronblättern der Pflanzen zu machen pflegen. Auch der große Unterschied im Bau des Perianths bei der männlichen und weiblichen Blüte ist interessant; er erscheint zwar zunächst recht auffallend, erklärt sich dann aber aus dem verschiedenen Verhalten der beiden Organe in ihrer Funktion und Lebensdauer.

Bevor ich die Perianthblätter selbst beschreibe, darf ich wohl einiges über die Infloresccenz vorausschicken, meistens an Bekanntes erinnernd. Der Blütenstand der Kokospalme soll 2 Meter lang werden. Von der Hauptspindel entspringen zahlreiche unverzweigte Seitenäste, die am Grunde eine oder einige weibliche, weiter aufwärts zahlreiche männliche Blüten tragen. So habe ich einen Seitenast erhalten, der 4 zu halber Größe herangewachsene Früchte trägt. Ein solcher Inflorescenzast mit der weiblichen Blüte am Grunde und den zahlreichen männlichen Blüten am übrigen Teil erinnert an die Kätzchen der Edelkastanie[1]), und wie bei dieser die Spindeln nach dem Abfallen der männlichen Blüten als nackte Anhänge die Früchte überragen, so ist es auch bei der Kokospalme, nur mit dem Unterschied, daß hier die kahlen Spindeln recht kräftige Äste von etwa Bleistiftdicke sind. Was die Stellung der Blüten betrifft, so ist die einzige zu bemerkende Regelmäßigkeit die, daß die weibliche Blüte zwischen zwei männlichen steht (Fig. 2), im übrigen stehen die männlichen Blüten „in lockerer Spirale und dann durch Verschiebungen unregelmäßig zerstreut“, was nach DRUDE, dessen Worte ich eben zitiert habe, der häufigere Fall bei den Palmen ist (vgl. ENGLER-PRANTL, nat. Pflanzenfamilien, *Palmae* Seite 17). Die weibliche Blüte ist noch vollständig im Knospenzustand, während die männlichen sich schon öffnen, diese aber sind bereits abgefallen, wenn die weibliche Blüte desselben Spindelastes ihre Narbe freilegt, was nach DRUDE (l. c.) die Regel für die *Ceroxylineae* ist: hier soll die weibliche Blüte oft erst monatelang später zum Blühen gelangen als die männlichen, zwischen denen sie steht. Es ist aber wohl anzunehmen, daß in dem riesigen Blütenstand der Kokospalme die zuerst sich entwickelnden weiblichen und die zuletzt sich entwickelnden männlichen Blüten noch gleichzeitig zur Blühreife gelangen[1]). An dem mir zugeschickten Material fand ich immer an einem Ast nur einzelne männliche Blüten geöffnet; nach einer Angabe im Hortus Malabaricus (I, Seite 7) fallen sie am Tage nach der Öffnung der Staubbeutel ab. Die weiblichen Blüten, deren Entwicklung das Interesse natürlich mehr in Anspruch nimmt, sollen, wie ebenda ausführlich geschildert wird, 12 Monate bis zur vollen Reife der Frucht gebrauchen, und es sollen sich 10—12 Früchte an einem Spadix entwickeln; die Fig. 3 der Tafel II zeigt sogar einen Fruchtstand mit 22 Früchten.

---

[1]) Im *Herbarium Amboinense* (1741, vol. I, Seite 3) wird es getadelt, daß ältere Autoren diesen Vergleich angestellt haben, der Tadel scheint sich aber nur darauf zu beziehen, daß es sich bei *Castanea* um eine einfache Spindel, bei *Cocos* jedoch um einen verzweigten Blütenstand handelt. Die Abbildungen auf der 1. Tafel dieses Werkes sind z. T. recht gut; wir sehen einen Blütenstand mit seiner Spatha, eine Spindel mit männlichen Blüten, deren dreikantige Gestalt gut zum Ausdruck kommt, und einen Zweig mit 11 jungen Früchten.

Die männlichen Blüten, die wir zuerst beschreiben wollen, sitzen in einer Vertiefung der Spindel, und der äußere etwas vorspringende Rand dieser Vertiefung ersetzt das fehlende Vorblatt. Vor der Anthese bilden sie schlanke, dreiseitige Pyramiden von 1—1,5 cm Länge, wie Fig. 4 zeigt. Kelch- und Kronblätter sind hier sehr verschieden: die ersteren sind kleine Schuppen, die sich nur an ihrer breiten Basis berühren und oben zugespitzt sind, ihre Länge beträgt nur 3—5 mm. Unten sind sie sehr dick, so daß der Querschnitt etwa ein gleichschenklig-rechtwinkliges Dreieck bildet, dessen rechter Winkel dem starken Kiele auf dem Rücken der Schuppe entspricht; nach oben werden sie allmählich dünner und gehen in eine etwas kapuzenförmig zusammengezogene Spitze aus. In dem parenchymatischen Grundgewebe, das viele große Rhaphidenzellen enthält, verlaufen die Gefäßbündel und Sklerenchymstränge im unteren, dickeren Teil auf dem Querschnitt verstreut; so wie nach oben zu das Blatt dünner wird, schließen sie sich zu einem breiten Band aneinander, das, der Oberseite genähert, von einem Rande zum anderen geht. Auf der Unterseite zeigt die Epidermis, die durch ein aus kurzen, sklerotischen Zellen bestehendes Hypoderma verstärkt wird, zwischen dünnwandigen auch zahlreiche dickwandige Zellen; die letzteren liegen einzeln zwischen ersteren verstreut oder, und zwar besonders an der Basis des Blattes, in Gruppen vereinigt. Auf der Außenseite finden sich einzelne Spaltöffnungen, auf der Innenseite, wo die Epidermis aus dünnwandigen, polygonalen Zellen besteht, fehlen sie, wie es scheint, ganz.

---

[1]) Im *Hortus Malabaricus* (1688, vol. I, Taf. II) zeigt die Fig. 2, daß Blüten und Früchte zugleich am Baume vorkommen. Überhaupt finden wir hier vorzügliche Abbildungen, an denen die neueren Werke Mangel leiden. So sind z. B. in dem bekannten Buche KÖHLER's Medizinalpflanzen die Einzelheiten der Blüten ganz unrichtig wiedergegeben. Gute photographische Abbildungen, in denen aber die Einzelheiten undeutlich werden, finden sich in Contributions from the U. S. Nat. Herbarium, vol. IX, Pl. XLIV; Seite 223 werden die Blüten beschrieben. Auch das bekannte Lehrbuch der Botanik für Hochschulen von STRASBURGER, NOLL, SCHENCK und KARSTEN bringt eine gute Photographie des ganzen Blütenstands und von Kokosnüssen am Stamm.

Die Kronblätter haben eine lancettförmige Gestalt, ihre Ränder sind, wie das Querschnittsbild in Fig. 8 zeigt, schwach umgebogen, und mit diesen Rändern berühren sie sich in der Knospenlage nicht nur, sondern hängen fest aneinander, wie später geschildert werden soll. Sie haben durch die reichliche Ausbildung von Faserzellen und durch die Verdickung der Zellwände in den Zellen des Grundgewebes und teilweise der Epidermis, eine außerordentlich feste Struktur[1]). Wie man an Fig. 8 sieht, wird der mittlere Teil des Blattes von einem Rande zum anderen von einer dicken Sklerenchymmasse eingenommen, in die verhältnismäßig kleine Mestombündel eingesenkt sind: es sind also, ähnlich wie im oberen Teil des Kelchblattes, die Mestombündel mit ihren Sklerenchymbelegen und die einzelnen Sklerenchymbündel zu einem breiten Bande verschmolzen, nur rechts und links am Rande findet sich unter diesem Bande noch ein isoliertes Sklerenchymbündel oder deren zwei. Die Zellen des parenchymatischen Grundgewebes sind ziemlich dickwandig, besonders auf der Unterseite, wo sich noch ein aus Steinzellen bestehendes Hypoderma ausbildet. Auf der Oberseite besteht die Epidermis aus kleineren und mehr in die Länge gestreckten Zellen als auf der Unterseite, wo die Spaltöffnungen reichlicher vorkommen; hier sind die Epidermiszellen zum Teil auffallend stark verdickt, wie schon beim Kelchblatt angegeben wurde. Bemerkenswert ist, daß die Sklerotisierung erst ziemlich spät einsetzt: die großen, schon 1 cm langen Knospen zeigen erst den Anfang der Membranverdickung in den Faserzellen der Sklerenchymplatte, die Epidermiszellen sind noch alle dünnwandig und die Steinzellen des Hypodermas sind noch nicht ausgebildet.

---

[1]) Für die Herstellung einiger vorzüglicher Schnitte durch das spröde Material der Perianthblätter der männlichen und weiblichen Blüten bin ich Herrn G. LEISEWITZ (Frankfurt-Bockenheim) sehr zu Danke verbunden.

Der Rand des Blattes ist, wie die Figur zeigt, abgestutzt, und an diesen radialen Seiten sind die Epidermiszellen papillenartig verlängert; die Papillen der benachbarten Ränder greifen derartig ineinander, daß in der Knospenlage ein vollständiger Verschluß erreicht wird, wie in Fig. 9 dargestellt ist. Die dünnwandig bleibenden Papillen finden sich nicht auf der ganzen Ausdehnung der schmalen Seite des Blattes, sondern nur in der Mitte. Am äußeren Rande sind die Zellen nur wenig nach außen gewölbt und haben dicke Wände, am inneren Rande sind sie etwas papillenförmig verlängert, ragen aber kaum über das Niveau der Epidermiszellen der Oberseite vor. Dicht unter den Papillen liegt kleinzelliges sklerenchymatisches Gewebe, das sich besonders an den Rändern noch verstärkt und am äußeren Rande in das Hypoderma fortsetzt.

Eine andere eigentümliche Bildung der Oberhaut besteht in dem Hervorwachsen einzelner Epidermiszellen und ihrer Umwandlung in Behälter von Rhaphidenbündeln, was in Fig. 10 gezeichnet worden ist. Solche merkwürdige Haare, die an die früher (l. c.) beschriebenen, rhaphidenführenden Schuppen auf dem Fruchtknoten erinnern, kommen auf der inneren Seite des Kronblattes dicht unter der Spitze vor; man kann sie hier an dem Glanze der Kristalle schon mit der Lupe erkennen.

Die oben beschriebene Struktur des Kronblattes der männlichen Blüte erscheint nun zunächst für ein derartiges Organ ganz auffallend reich an sklerenchymatischen Elementen, die wir bei den Blütenblättern im allgemeinen nicht zu finden gewohnt sind[1]). Die Anordnung des mechanischen Gewebes ferner, nämlich in Gestalt eines dicken Sklerenchymstreifens, der ziemlich in der Mitte zwischen Ober- und Unterseite von einem Rande zum andern verläuft, ist für ein flaches, blattartiges Organ durchaus ungewöhnlich: sie kommt nicht unter den Typen vor, die SCHWENDENER für die mechanische Festigung des Laubblattes aufführt. Es handelt sich hier aber um ganz andere Verhältnisse, bei deren Berücksichtigung die gegebene Konstruktion uns verständlich wird und zweckmäßig erscheint. Zunächst bilden die drei Kronblätter vermittelst der Verzahnung an ihren Rändern eine geschlossene Röhre oder eine hohle Pyramide um die eingeschlossenen Staubgefäße, und dabei entsteht aus den drei Sklerenchymstreifen ein ringsum gehender Schutzmantel. Wenn nun dieser nicht außen liegt, d. h. wenn das Sklerenchymgewebe nicht direkt an die Epidermis der Unterseite anstößt, so wird dies wohl dadurch bestimmt, daß der Schutzmantel nicht geschlossen bleibt, sondern sich in die drei Blätter spaltet. Jedes Kronblatt stellt nach dem Öffnen der Blüte eine Platte dar, die sich aufrecht halten, aber zugleich eine gewisse Biegungsfähigkeit besitzen soll; bei biegungsfähigen Organen nun liegen die festigenden Gewebe möglichst in der Mitte zusammengerückt. Diesen Zwecken also entspricht die Anordnung des mechanischen Gewebes zu einem breiten Band in der Mitte, und damit stimmt auch überein der Bau der Unterseite; durch die dickwandigen Zellen der Epidermis und die unter ihr liegenden Steinzellen wird ein gewisser Schutz geboten, aber dadurch, daß die dickwandigen Elemente nicht zu einer Schicht zusammenschließen, sondern durch dünnwandige unterbrochen sind, wird offenbar die Dehnbarkeit beim Auf- und Niederbiegen erleichtert.

---

[1]) VOLKENS erwähnt in seiner Abhandlung über die Bestäubung einiger Loranthaceen und Proteaceen (in der Festschrift für SCHWENDENER. Berlin 1899, S. 268), daß bei vielen vogelblütigen Pflanzen die Blütenhüllblätter eine sonst in der floralen Region kaum vorkommende mechanische Festigung bestimmter Teile besäßen. Auch die Verzahnung am Rande der zusammenstoßenden Perigonblätter, die er von *Loranthus Ehlersii* und *Protea kilimandscharica* abbildet, erinnert sehr an die hier beschriebenen Verhältnisse von *Cocos nucifera*.

Immerhin bleibt es merkwürdig, daß für ein so rasch vergängliches Organ so viel Material aufgewendet wird. Dagegen läßt sich ein solcher Aufwand verstehen bei dem Bau der Perianthblätter der weiblichen Blüte, da sie ja bis zur Reife der Frucht erhalten bleiben. Für sie wäre andererseits die dort vorhandene mechanische Konstruktion nicht möglich, da es notwendig ist, daß diese Blätter sich während des monatelangen Heranwachsens der Frucht ausdehnen können, eine geschlossene Sklerenchymplatte aber, die von einem Rande zum anderen reicht, dieser Ausdehnung hinderlich wäre. Hier muß also das festigende Gewebe in einzelne Stränge aufgelöst werden, zwischen denen das Parenchym sich vergrößern kann. Wir können ganz ähnliche Verhältnisse wie im Stamm erwarten, wenn er ohne besondere Zuwachszone mit dem Alter doch dicker wird und die Rinde sich also dabei stark verbreitert. Wir werden sogleich sehen, daß unsere Annahme bestätigt wird, doch sei zuvor einiges über das Aussehen der weiblichen Blüte gesagt.

Der jüngste Zustand der mir vorlag, ist in Fig. 1 abgebildet: hier bemerkt man zwei, mit s_1 und s_2 bezeichnete Schuppen, die noch einer besonderen Besprechung bedürfen. Regelmäßig nämlich stehen auf der vorderen Seite der Blüte rechts und links zwei ungleiche Schuppenblätter, das äußere ist sehr breit und sehr niedrig und umfaßt mit seinem vorderen Rande den Rand des anderen Schuppenblattes, das ebenfalls mit breiter Basis ansitzt, aber höher und scharf zugespitzt ist. Offenbar hat DRUDE diese zweite Schuppe gemeint, wenn er in der Flora brasiliensis (Palmae, fasc. XLXXXV S. 404) sagt: „flores feminei bractea cordato-acutâ florem ad $^1/_4$—$^1/_2$ aequante suffulti,“ sie also für das Tragblatt der Blüte hält, während er die äußere, niedrige Schuppe übersehen zu haben scheint. Ich habe aber bei allen untersuchten Blüten zwei Schuppen gefunden, die sich auch beim Heranwachsen der Früchte erhalten, wenn auch an den großen Früchten die kleine kaum noch, die größere nur noch an ihrer Spitze zu erkennen ist. Fig. 3 zeigt die beiden Schuppen, nachdem die Blütenknospe herausgebrochen ist, von oben gesehen in einem späteren Entwicklungszustand als Fig. 1, nämlich zur Zeit, da die männlichen Blüten schon offen sind und die weiblichen einer kleinen Knolle von ca. 2 cm Durchmesser gleichen (Fig. 2). Es wird auffallen, daß in Fig. 1 und 2 die äußere Schuppe rechts, in Fig. 3 aber links steht: dieser Wechsel in der Stellung ist nun ein anderer Punkt, der hervorgehoben zu werden verdient. Nach den ziemlich vielen von mir untersuchten Blüten scheint mir die äußere Schuppe ungefähr ebenso oft rechts wie links zu stehen; wenn mehrere Blüten übereinander stehen, kommen beispielsweise folgende Stellungen vor: bei 2 Blüten an einem Ast steht sie unten rechts, oben links, bei 3 Blüten an einem Ast steht sie unten links, in der Mitte und oben rechts. Es ist nicht ausgeschlossen, dass sich eine Regel darüber aufstellen läßt, wenn hinreichend viel Material und unzerschnittene Inflorescenzen zu Gebote stehen. Wenn dann auch noch die jüngsten Entwicklungszustände untersucht werden können, wird man vielleicht auch imstande sein, die morphologische Natur der beiden Schuppenblätter zu bestimmen: vorläufig muß ich es dahingestellt sein lassen, ob es sich um Trag- und Vorblatt, die aus ihrer medianen Stellung in die seitliche verschoben sind, oder um das bei *Monocotyledonen* sehr ungewöhnliche Vorkommen von zwei Vorblättern bei fehlendem Tragblatt handelt[1]). Einerseits spricht das Fehlen von Tragblättern bei den männlichen Blüten dafür, daß die weiblichen auch keine haben, andererseits ist es bei der äußeren

---

[1]) Vgl. hierüber: EICHLER Blütendiagramme, 1. Teil, S. 21.

Ungleichheit der beiden Schuppen schwer anzunehmen, daß sie gleichwertige Organe seien. Da ich also keine Erklärung weiß, so begnüge ich mich, die auffallende Tatsache zu konstatieren, und bezeichne die beiden in Rede stehenden Blattorgane mit dem indifferenten Namen der äußeren und inneren Schuppe.

Nach der Stellung der äußeren Schuppe richtet sich immer die des ersten Kelchblattes, das ihr gegenüber inseriert ist, und somit die ganze Stellung des Diagramms, das in Fig. 7 mit der Aufeinanderfolge der 6 Perianthblätter dargestellt ist. Das erste Kelchblatt sitzt mit breit umfassender Basis an und schlägt sich mit seinem vorderen Rande über den übrigen Knospenteil herüber, so daß von letzterem auch in dem Zustande der Fig. 2, der Blühreife der männlichen Blüten, äußerlich nicht viel zu sehen ist. Ähnlich verhalten sich auch das 2. und 3. Kelchblatt, und von letzterem, wie es einer nur etwa 1 cm dicken Knospe entnommen ist, gibt die Fig. 5 eine Abbildung. Die Kronblätter sind im Knospenzustand der Blüte nicht wesentlich von den Kelchblättern verschieden, nur kleiner und dünner.

Im befruchtungsreifen Zustande hat die Blüte eine Höhe von ca. 3 cm bei einer Breite von 3,5 cm, der Fruchtknoten hat sich soweit über das Perianth erhoben, daß sein Scheitel mit der Narbe freiliegt. Löst man jetzt die Perianthblätter der Reihe nach ab, so sieht man einen deutlichen Unterschied zwischen Kelch- und Kronblättern; erstere haben eine mehr schuppenförmige Gestalt und sind an der Basis und in der Mitte sehr dick, die letzteren sind dünner, breiter, mehr nierenförmig, also an den oberen, jetzt schon von außen sichtbaren Rändern flach abgerundet. Entsprechend ihrer ungleichen Dicke sind auch Kelch- und Kronblätter anatomisch etwas verschieden, wenn auch nach demselben Prinzip gebaut. Den Querschnitt durch ein Kelchblatt, das an der geschnittenen Stelle 4 mm dick ist, zeigt Fig. 11. Wir sehen im Grundgewebe, das reich an großen Rhaphidenzellen ist, isolierte kleinere und größere Bündel auftreten: die kleineren bestehen gewöhnlich nur aus Faserzellen, die größeren schließen meistens ein Mestombündel ein, seltener deren zwei. Die kleineren Bündel liegen mehr nach der oberen und unteren Epidermis zu, die größeren mehr in der Mitte mit einzelnen kleineren gemischt. Auf der Unterseite ist ein Hypoderma vorhanden, das aus 1—2 Lagen von Steinzellen besteht, aber in kurzen Abständen unterbrochen wird, so daß auch hier das mechanische Gewebe keine zusammenhängende Schicht bildet. Hier auf der Unterseite ist auch die Epidermis von ziemlich dickwandigen

Zellen gebildet und mit zahlreichen Spaltöffnungen versehen, während auf der Oberseite, die ja den inneren Blättern aufliegt, die Zellen dünnwandig und die Spaltöffnungen selten sind. Eine besondere Ausbildung (und zwar sowohl bei Kelch- als bei Kronblättern) erfahren die Epidermiszellen und die dicht darunter liegenden Schichten am Blattrande, der äußerst dünn ist im Gegensatz zu dem breit abgestutzten Rand des Kronblatts der männlichen Blüte. Wie Fig. 12 zeigt, bilden sich hier unregelmäßige Fransen durch stärkere und schwächere, papillenförmige Verlängerung der äußersten Zellen. Nach dem oberen Rande zu, wo das Blatt dünner wird, nimmt die Zahl der im Grundgewebe auftretenden Stränge ab, so daß dann nur noch eine Reihe großer Stränge, d. h. Mestombündel mit starker Umhüllung von Sklerenchymfasern, etwa in der Mitte zwischen Ober- und Unterseite verläuft, abgesehen von den kleineren nur aus Sklerenchymfasern bestehenden Bündeln. Dies ist nun auch der Bau der Kronblätter, von deren Anatomie wir uns weitere Einzelheiten ersparen können. Es läßt sich also sagen, daß mit der Abnahme der Blattdicke, sowohl in den Teilen desselben Blattes als auch vom äußersten Kelchblatt nach dem innersten Kronblatt zu nicht die Größe, sondern die Zahl der Bündel reduziert wird. Die großen Bündel in der Mitte liegen aber nicht so in einer Reihe, daß ihre Sklerenchymbelege miteinander verschmelzen können, sondern abwechselnd mehr nach oben oder mehr nach unten, immer durch mehrere Lagen Grundgewebe getrennt. Dadurch also ist es möglich, daß sich die Perianthblätter so beträchtlich ausdehnen können. In dem Maße nämlich, wie sich der Fruchtknoten vergrößert und zur Frucht heranwächst, weichen die Kelch- und Kronblätter auseinander und auch ihre oberen Ränder werden immer weiter sichtbar. Diese dünnen Ränder werden dabei von außen in radialer Richtung eingerissen, aber alle Perianthblätter nebst den beiden Schuppen bleiben erhalten, da sie mit so breiter Basis dem die Frucht tragenden Achsenstück angewachsen sind. Sie erfahren dabei eine Ausdehnung nach allen Richtungen, besonders aber in die Breite, wie aus Fig. 6 hervorgeht, die uns bei $^2/_3$ Verkleinerung das innerste Kronblatt einer 18 cm hohen Frucht zeigt: es ist über 6 cm breit, 3,5 cm hoch und 3 mm dick. Durchschnitte durch jüngere und ältere Blätter zeigen uns nun, daß die äußere Vergrößerung hauptsächlich auf einer Vergrößerung der Parenchymzellen selbst und weniger auf deren Vermehrung beruht. Zwar sieht man in dem jüngeren Stadium in sehr vielen Zellen neu gebildete Wände, aber dasselbe bemerkt man in dem alten

Stadium, in dem jedoch die Zellen des Grundgewebes 2—3mal so groß wie in jenem Stadium sind. Zwischen den größeren Bündeln sind auch die Zellen stark in die Quere gestreckt.

So sehen wir denn, daß die Perianthblätter der weiblichen Blüte sich ähnlich wie die Rinde im Stamm einer Palme verhalten, und daß sie sich — bei aller Verschiedenheit im Bau — wie die Perianthblätter der männlichen Blüten durch ihren Reichtum an Sklerenchymgewebe auszeichnen: keine andere Pflanze dürfte wohl in einem Kelch- oder Kronblatt ein Querschnittsbild ergeben, das sich mit dem unserer Fig. 11 messen könnte, was Dicke und Festigkeit anbelangt.

Über die Staubgefäße und die Entwicklung der großen Frucht hoffe ich später noch einiges mitteilen zu können.

Figurenerklärung zu Tafel I.

1. Eine weibliche Blüte und zwei männliche Blüten im Knospenzustand s_1 und s_2 die beiden Schuppen. Nat. Gr.
2. Dasselbe in späterem Zustand (andere männliche Blüten desselben Astes sind offen), s_2 die zweite Schuppe. Nat. Gr.
3. Die beiden Schuppen der weiblichen Blüte von oben gesehen, die Blüte selbst und die männlichen Blüten sind entfernt. Entwicklungszustand wie bei 2. Nat. Gr.
4. Einzelne männliche Blüte noch geschlossen. Wenig vergr.
5. Drittes Kelchblatt aus der Knospe einer weiblichen Blüte, von innen gesehen; bei a die breite Ansatzfläche. Nat. Gr.
6. Drittes Kronblatt von einer 18 cm hohen Frucht. $^2/_3$ nat. Gr.
7. Diagramm der weiblichen Blüte.
8. Querschnitt durch ein Kronblatt der männlichen Blüte, kurz vor deren Anthese. Das Sklerenchym grau. 40/1.
9. Die zusammenstoßenden Ränder von zwei Kronblättern der männlichen Blüte, in jüngerem Zustande als bei 8. ca. 100/1.
10. Ein Stück des Querschnittes durch die innere Seite eines Kronblatts der männlichen Blüte an der Spitze: eine Epidermiszelle ist zu einem Rhaphidenschlauch ausgewachsen. ca. 300/1.
11. Stück eines Querschnittes durch ein Kelchblatt der weiblichen Blüte. Sklerenchym grau. 20/1.
12. Ein Stück vom Rand des Kronblattes einer weiblichen Blüte, Flächenansicht. ca. 400/1.

15. W. Palladin: Das Blut der Pflanzen.

(Vorläufige Mitteilung.)

(Eingegangen am 14. Februar 1908.)

Den Anlaß zu der vorliegenden Arbeit gab folgender Versuch: Weizenkeime[1]) wurden einen Tag lang unter einer dünnen Wasserschicht eingeweicht, dann mit Wasser und Chloroform im Überschuß versetzt und bei Zimmertemperatur behufs Selbstverdauung belassen. In den ersten Tagen wurden keine Veränderungen wahrgenommen; nach Ablauf von 10 Tagen ist die Oberfläche der Flüssigkeit dunkelbraun geworden; diese dunkle Färbung verschwand beim Umrühren. Die oxydierte Schicht der Flüssigkeit wurde also durch die Keime wieder reduziert. Nach einigem Stehenlassen färbte sich aber die oberste Flüssigkeitsschicht wieder dunkelbraun; ihre Dicke nahm allmählich zu, die unterste Schicht und die Keime selbst blieben dagegen farblos. Nach Ablauf von einem Monate wurden die Keime abfiltriert; das dunkelgelbe Filtrat ist beim Umrühren und Luftzutritt erst dunkelrot, dann schwarzbraun geworden. Die abfiltrierten und in einer dünnen Schicht ausgebreiteten Keime oxydierten sich bei Luftzutritt und nahmen erst eine violette, dann eine dunkelbraune Färbung an. Es hat sich also bei der Selbstverdauung der Keime unter anderen Spaltungsprodukten der Eiweißkörper eine (oder mehrere?) Substanz gebildet, die bei allmählicher Oxydation verschiedenartig gefärbte Pigmente liefert. Diese Oxydation kommt unter Mitwirkung der in den Keimen vorhandenen Peroxydase zustande. In Weizenkeimen bildet sich also die chromogene Substanz erst nach erfolgter Selbstverdauung, in vielen anderen Pflanzen ist dieselbe in mehr oder weniger bedeutender Menge zu jeder Zeit vorhanden. Es genügt, auf die interessanten Untersuchungen BERTRANDs[2]) über die Lakkase hinzuweisen. Neuerdings haben BERTRAND und MUTTERMILCH[3]) dargetan, daß die Färbung des Schwarzbrotes (pain bis) von denselben beiden Prozessen herrührt, die ich bei der Selbstverdauung der Weizenkeime beobachtete: zuerst werden Eiweißstoffe durch proteolytisches Enzym gespalten, dann wird ein Spaltungsprodukt, Tyrosin, durch Tyrosinase oxydiert unter Bildung von einem dunkelbraunen Pigment. CHODAT und STAUB[1]) untersuchten die Einwirkung der Tyrosinase auf verschiedene Spaltungsprodukte der Eiweißstoffe. Die gegenwärtig verbreitete Ansicht, daß das Schwarzwerden der Pflanzensäfte auf einer Oxydation des Tyrosins beruht, wird jedoch von E. SCHULZE[2]) in Abrede gestellt. Auf Grund dieser genauen Arbeit glaube ich, daß das Vorhandensein schwarzer und roter Pigmente in Pflanzensäften wohl nicht immer auf eine Oxydation des Tyrosins zurückzuführen ist.

---

[1]) Bezogen von MAGGI, Stadtmühle, Zürich.

[2]) G. BERTRAND, Annales de chimie et de physique, série 7, tome 12, 1897, S. 115.

[3]) G. BERTRAND et MUTTERMILCH, Comptes rendus, tome 144, 1907, S. 1444, 1285.

Welche Bedeutung besitzen die genannten Pigmente im Pflanzenleben? Darüber finden wir in der einschlägigen Literatur meistens keine bestimmten Hinweise. Nur REINKE[3]) hat schon längst die große physiologische Bedeutung der uns interessierenden Pigmente berücksichtigt. REINKE bezeichnet diese Stoffe als „Autoxydatoren" und schreibt ihnen große Bedeutung im Atmungsprozesse zu: „Daß derartige Stoffe, die, wenn sie auch nur in geringer Menge im Protoplasma gebildet werden, durch ihre eigene Oxydation auch die Verbrennung schwieriger oxydierbarer Stoffe einleiten können, hat MORITZ TRAUBE hervorgehoben, und es bildet diese Tatsache die Grundlage der von ihm aufgestellten Theorie der Atmung[4]). Im Anschluß daran habe ich die Vorstellung entwickelt, daß solche Stoffe, wie das Rhodogen, welche sich direkt mit dem Sauerstoff der Luft verbinden können, im Protoplasma entstehen und bei ihrer Oxydation, wie alle Autoxydatoren dies tun, zugleich atomistischen Sauerstoff erzeugen, der nun seinerseits imstande ist, Kohlenhydrate, Fette oder Säuren direkt zu verbrennen[5])." Diese Ansicht muß nun auf Grund der gegenwärtig bekannt gewordenen Tatsachen in zwei Beziehungen modifiziert werden: erstens gehen diese Pigmente nicht direkt, sondern durch Vermittelung der Oxydase mit dem Sauerstoff der Luft Verbindungen ein, zweitens werden durch die genannten Pigmente nicht direkt Kohlenhydrate oxydiert, sondern deren Spaltungsprodukte, die ohne Eingriff des molekularen Sauerstoffs erzeugt werden. Der Atmungsprozeß ist also in Wirklichkeit bedeutend komplizierter, als es den Anschauungen REINKEs nach der Fall sein sollte. Bei der Erforschung der physiologischen Bedeutung der genannten Pigmente muß in Betracht gezogen werden, daß diese sich in lebenden Pflanzen nicht auffinden lassen; erst nachdem die Pflanze ohne Zerstörung der oxydierenden Enzyme getötet wird, kommen die Pigmente zum Vorschein. Dies ist die Ursache davon, daß diese Substanzen als Abfallstoffe betrachtet wurden. Es liegt wohl die Annahme nahe, daß Pigmentbildungen als reversible Reaktionen aufzufassen sind, daß folglich ein in lebender Zelle gebildetes Pigment sofort wieder reduziert wird, indem es den gebundenen Sauerstoff auf andere Stoffe überträgt und auf diese Weise in einer lebenden Zelle niemals angehäuft werden kann. Wird aber mit dem Tode der Zelle die Tätigkeit der Oxydase verstärkt, oder diejenige reduzierender Stoffe gehemmt, so kommt dadurch eine rasche Anhäufung des Pigmentes zustande. Die von mir ausgeführten Versuche zeigen, daß Atmungspigmente tatsächlich reduziert werden. Weizenkeime wurden nach einer 2 Monate dauernden Selbstverdauung im Chloroformwasser, bei Luftzutritt, abfiltriert. Das dunkelbraune Filtrat konnte durch Ammoniumsulfid und durch schweflige Säure teilweise reduziert werden, besonders gut und schnell aber durch Zinkstaub in Gegenwart der Essigsäure; es wurde dabei eine strohgelbe Lösung erhalten, deren Oberfläche sich bei Luftzutritt wieder dunkel färbte. Behufs Lösung der Frage, ob man hier wirklich mit einem Autoxydatoren, d. h. mit einem molekularen Sauerstoff selbständig absorbierenden Stoffe, zu tun hat, wurde eine andere Portion des dunkeln Filtrates ausgekocht und der dabei entstandene Eiweißniederschlag abfiltriert. Das ausgekochte Pigment verhielt sich gegenüber Ammoniumsulfid, schwefliger Säure und Zinnstaub in essigsaurer Lösung ebenso wie das nicht ausgekochte. Ein wesentlicher Unterschied bestand aber darin, daß eine ausgekochte und durch atomistischen Wasserstoff reduzierte Lösung sich bei Luftzutritt nicht wieder oxydierte. Eine Oxydation erfolgte erst nach Zusatz der nach dem Verfahren von CHODAT und BACH aus Meerrettich dargestellten Peroxydase und des Wasserstoffsuperoxyds. Ich erhielt dabei eine rote Lösung; Schwarzwerden wurde nicht wahrgenommen. Das Atmungspigment der Weizenkeime wird also nicht unmittelbar durch molekularen Sauerstoff oxydiert; diese Oxydation kommt nur in Gegenwart einer Oxydase zustande. Das Atmungspigment kann nicht nur durch entsprechende Chemikalien, sondern auch durch die Pflanzen selbst reduziert werden; die von den Weizenkeimen abfiltrierte dunkelbraune Flüssigkeit wird durch Weizenkeime (mit Chloroform) bei Sauerstoffabschluß in eine hellgelbe Lösung reduziert.

---

[1]) CHODAT et STAUB, Archives des sciences phys. et naturelles (4), t. 23, 1907; t. 24, 1907.

[2]) E. SCHULZE, Zeitschrift für physiol. Chemie, Band 50, 1907, S. 508.

[3]) REINKE, Zeitschrift für physiol. Chemie. VI, 1882, S. 213. Botanische Zeitung, 1883, S. 65.

[4]) M. TRAUBE, Gesammelte Abhandlungen, S. 396 ff.

[5]) REINKE, Einleitung in die theoretische Biologie. 1901, S. 281.

Aus obigen Versuchen ist ersichtlich, daß spezielle Enzyme, die sogenannten Reduktasen, in Pflanzen vorkommen müssen. Das Vorhandensein der genannten Enzyme in Tiergeweben ist eine durch die Arbeiten EHRLICHs[1]) und anderer Forscher bereits festgestellte Tatsache. Nicht so in Betreff der Pflanzen, denn gegenwärtig wird die Aufmerksamkeit der Physiologen hauptsächlich auf Oxydasen gerichtet. Nur die reduzierenden Eigenschaften der Bakterien wurden Gegenstand zahlreicher Untersuchungen[2]). HAHN hat eine Reduktase in der Hefe aufgefunden[3]); hinsichtlich der Samenpflanzen verfügen wir jedoch nur über spärliche Andeutungen; so hat REY-PAILHADE[4]) darauf hingewiesen, daß Pflanzenzellen unter Umständen reduzierendes Vermögen besitzen.

Mit dem Zwecke, unsere lückenhaften Kenntnisse über die Reduktasen der Samenpflanzen etwas zu erweitern, habe ich einige Versuche ausgeführt. Zum Nachweis der Reduktasen benutzte ich einige leicht zu reduzierende Stoffe, wie zum Beispiel Methylenblau, Alizarinblau S, Indigotin, indigschwefelsaures Natrium, Indigokarmin, Azolitmin, Hämatoxylin in alkalischer Lösung, Alkannin, essigsaures Rosanilin und selenigsaures Natrium. In Wasser eingeweichte Weizenkeime wurden lebend oder erfroren mit einigen Tropfen Chloroform in große Reagenzgläser hineingetan, und mit einem der genannten Reagenzien übergossen. Die Reagenzgläser wurden dann luftdicht verschlossen. Nach Ablauf von 1—2 Tagen (je nach der Konzentration des betreffenden Farbstoffes) wurde die Lösung entfärbt; nach dem Öffnen der Reagenzgläser kam eine Oxydation zustande, und die Lösungen nahmen wieder ihre ursprüngliche Farbe an. Eine durch Bakterien reduzierte farblose Lösung des selenigsauren Natriums scheidet metallisches

---

[1]) EHRLICH, Das Sauerstoffbedürfnis des Organismus. Eine farbenanalytische Studie. 1885.

[2]) BEYERINCK, Archives Neérlandaises, série II, tome IX, 1904, p. 131.

[3]) E. BUCHNER, H. BUCHNER und M. HAHN, Zymasegärung, 1903, S. 341.

[4]) REY-PAILHADE, Comptes rendus. 106, p. 1683; 118, p. 1201; Comptes rendus de la société de biologie. 48, p. 479; 49, p. 334, 519, 670; 50, p. 372, 1153. POZZI-ESCOT, Etat actuel de nos connaissances sur les oxydases et les reductases. Paris. 1902.

Selen als roten Niederschlag aus[1]). Weizenkeime erzeugten ebenfalls eine orangerote Fällung in großer Menge.

Durch obige Versuche mit Farbstoffen wird die Anwesenheit der Reduktasen in Samenpflanzen festgestellt. Diese Enzyme reduzieren die Atmungspigmente und dürfen also bei dem Studium der Atmungs- und Gärungsprozesse nicht außer acht gelassen werden. Auch ist es ersichtlich, daß beide genannten Prozesse bedeutend komplizierter sind, als es auf Grund der bis heute bekannt gewordenen Tatsachen der Fall zu sein schien.

Bei dem Atmungsprozesse werden Oxydasen, Atmungspigmente, Reduktasen, Katalase und anaërobe Enzyme (Zymase und andere) in Mitleidenschaft gezogen. Der primäre Grundprozeß ist bei Pflanzen, ebenso wie bei Tieren, eine anaërobe Spaltung komplizierter organischer Verbindungen in einfachere Körper. Dieser Prozeß wird durch besondere anaërobe Enzyme hervorgerufen. Von den anaëroben Prozessen ist bei Samenpflanzen die Alkoholgärung am meisten verbreitet. In der Hefe wird Zuckerspaltung nicht durch Zymase allein bedingt, denn Reduktase und Katalase sind in Hefe reichlich vorhanden und bleiben freilich nicht ohne Einfluß auf den anaëroben Spaltungsprozeß des Zuckers unter Bildung von Kohlensäure und Äthylalkohol. Nicht nur in lebender Hefe, sondern auch in käuflichem Zymin habe ich immer Reduktase und Katalase in großen Mengen gefunden. Reduktasen sind anaëroben Enzymen beizuzählen, denn sie werden besonders häufig bei Organismen aufgefunden, die einen mehr oder weniger beträchtlichen Teil ihres Lebens bei Sauerstoffmangel verbringen, namentlich bei Hefe und Bakterien. Ebenso ist Katalase ein anaërobes Enzym, denn sie findet sich auch in sehr beträchtlicher Menge in anaëroben Organismen.

Bei Sauerstoffzutritt werden die Spaltungsprodukte des anaëroben Stoffwechsels weiter oxydiert. Es bleibt noch dahingestellt, ob nur fertige Spaltungsprodukte (wie z. B. Alkohol) der Oxydation anheimfallen, oder ob bei Sauerstoffzutritt überhaupt kein Alkohol gebildet wird, indem anderweitige Zwischenprodukte oxydiert werden. Diese Oxydation muß ebenfalls unter Mitwirkung der Reduktasen stattfinden. Den Zusammenhang der Oxydationsprozesse stelle ich mir folgendermaßen vor: Der molekulare Sauerstoff wird durch Oxydasen (Lakkase, Tyrosinase, Peroxydase) nur auf Chromogen übertragen. Dadurch wird die Rolle der Atmungsoxydasen erschöpft. BERTRAND[1]) hat nachgewiesen, daß das Oxydationsvermögen der Pflanzenoxydasen sehr beschränkt ist. Es ist dabei bemerkenswert, daß auch solche Stoffe, deren Oxydation durch die Oxydase möglich ist, niemals zu CO_2 und H_2O verbrannt, sondern nur unvollständig oxydiert werden; das Endprodukt dieser Oxydation scheint immer ein gefärbter Körper, d. h. ein Pigment, zu sein. So wird z. B. Hydrochinon nur zu rotem Chinon oxydiert, unter Sauerstoffabsorption und Wasserbildung:

---

[1]) Scheurlen, Zeitschrift für Hygiene. XXXIII. 1900. S. 135. Klett, ibid. S. 137.

$$C_6H_6O_2 + O = C_6H_4O_2 + H_2O$$

Pyrogallal wird nur zu rotem Purpurogallin oxydiert. Eine durch unvollständige Oxydation verschiedener organischer Verbindungen entstehende Pigmentbildung liegt allen Farbenreaktionen der Oxydasen zugrunde. Die Atmungsoxydasen sind als pigmentbildende Enzyme aufzufassen. Sie absorbieren molekularen Sauerstoff und übertragen ihn alsdann auf die Atmungschromogene.

Die Atmungspigmente sind in lebenden Pflanzen als farblose Chromogene enthalten. Zum Nachweis der Atmungspigmente ist eine Steigerung der Oxydationsprozesse oder Hemmung der Reduktionsprozesse erforderlich (weiße Zuckerrübe, Kartoffelknollen). Da das fragliche Pigment ein Abbauprodukt der Eiweißkörper ist, so muß bei den vielen zu untersuchenden Pflanzen eine weitgehende Eiweißspaltung durch Selbstverdauung stattfinden (Weizenkeime). Es gibt noch eine Kategorie der Pflanzen, die selbst nach erfolgter Selbstverdauung beinahe farblose Säfte liefern, denen die Oxydation der betreffenden Chromogene durch Peroxydase allein nicht möglich ist: es bedarf dazu noch der Anwesenheit von einem Superoxyd. Nach Zusatz des Wasserstoffsuperoxyds tritt Rotfärbung ein (gewöhnliche Lauchzwiebeln). Die Pigmentbildung wird unter Umständen durch schwach alkalische Reaktion der Flüssigkeit befördert.

Zu den Atmungspigmenten sind auch verschiedene in den Pflanzen vorkommende Farbstoffe beizuzählen. Verschiedene Farbstoffe höherer Pilze[2]) gehören zweifellos zu den Atmungspigmenten: eine derartige Vermutung wurde z. B. von NADSON ausgesprochen. Zu derselben Kategorie gehören auch die Flechtenfarbstoffe. Von den Samenpflanzen sind die sogenannten Indigopflanzen zu berücksichtigen.

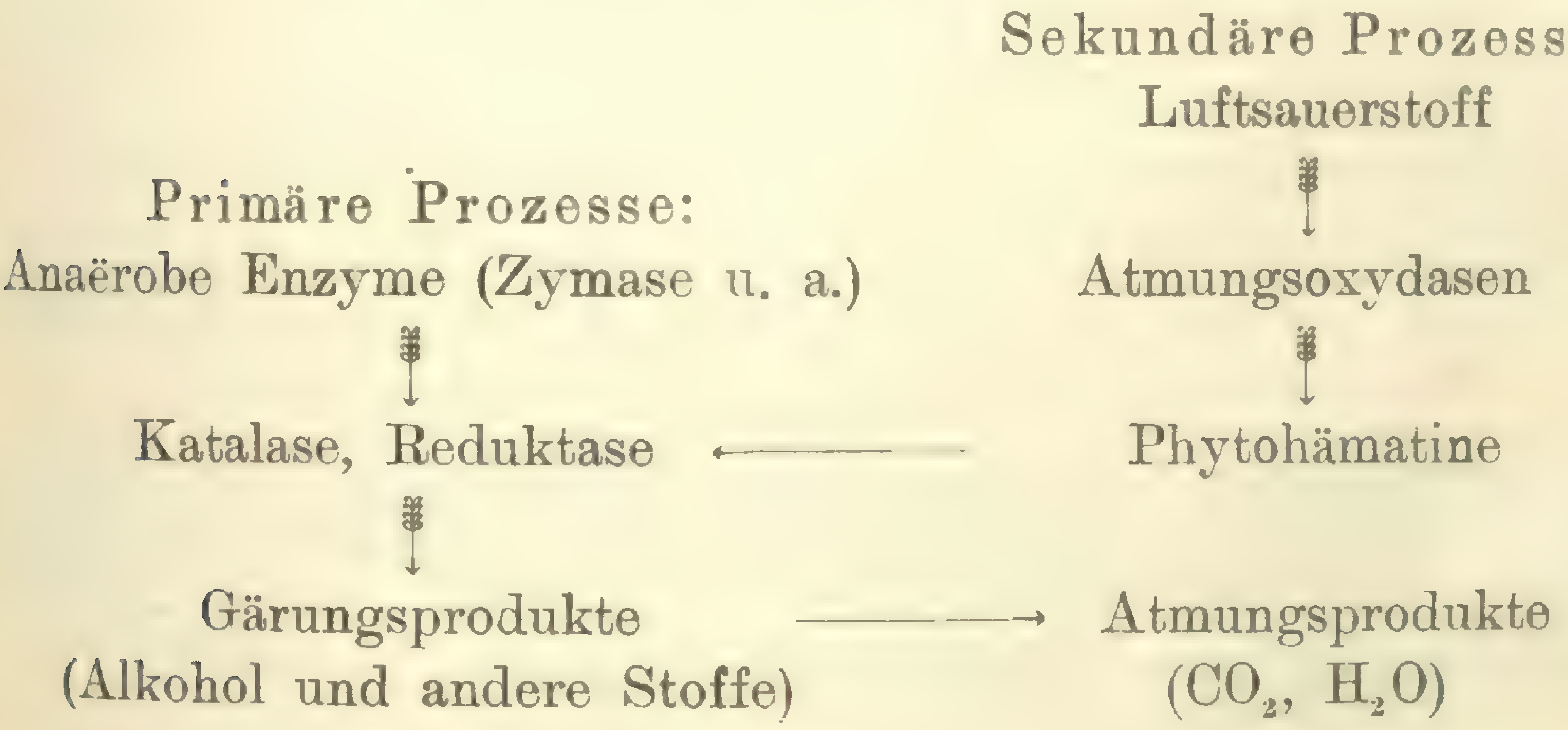
---

1) G. BERTRAND, Comptes rendus t. 122, 1896, p. 1132.

2) ZOPF, SCHENK's Handbuch d. Botanik. IV. 1890, S. 418. NADSON, Die Pigmente der Pilze, 1891 (russisch).

Sämtliche Atmungspigmente der Pflanzen schlage ich vor, ohne Rücksicht auf deren chemische Struktur, als Phytohämatine zu bezeichnen; dadurch wird die Identität ihrer physiologischen Bedeutung mit derjenigen des Bluthamätins hervorgehoben.

Auf Grund der oben entwickelten Anschauungen wird der Atmungsprozeß der Pflanzen durch folgendes Schema dargestellt.


Sekundäre Prozesse:
Luftsauerstoff
Primäre Prozesse:
Anaërobe Enzyme (Zymase u. a.)
Atmungsoxydasen
Katalase, Reduktase
Phytohämatine
Gärungsprodukte
(Alkohol und andere Stoffe)
Atmungsprodukte
(CO_2, H_2O)

Auf diese Weise wird die Lehre von einheitlicher Atmung der Pflanzen und der Tiere aufgestellt. Es ist zwar bis heute die Ansicht vorherrschend, daß bei höheren Tieren der molekulare Sauerstoff unmittelbar durch das Hämochromogen resorbiert und zur Bildung des Hämatins verwendet wird; nachdem aber Oxydasen im Blute aufgefunden worden waren, scheint es wahrscheinlicher zu sein, daß der molekulare Sauerstoff durch Oxydasen auf das Hämochromogen übertragen wird. BREDIG schreibt: „Das Oxyhämoglobin spielt also bei den Oxydationen im Blutlauf nicht die Rolle des Sauerstoffkatalysators, sondern nur die des Sauerstoffspeichers, wie etwa das Wasserstoffsuperoxyd bei der Oxydation des Indigos. Die eigentlichen Sauerstoffüberträger sind nach dem heutigen Stande der Forschung die neben dem Oxyhämoglobin vorhandenen Oxydationsfermente, welche im Stroma und in den Geweben enthalten sind und welche dieselbe Rolle spielen, wie das katalysierende Platin bei der Oxydation des Indigos“ [1]). Niedere Tiere stehen den Pflanzen noch näher [2]); das Blut der niederen Tiere ist an und für sich farblos, nur bei Luftzutritt wird es, gewiß unter Mitwirkung der Oxydasen, gefärbt. Auch sind die Blutfarbstoffe der niederen Tiere, ebenso wie diejenigen der

---

[1]) BREDIG, Anorganische Fermente, 1901, S. 87.

[2]) O. VON FÜRTH, Vergleichende chemische Physiologie der niederen Tiere. Jena. 1903. S. 43.

Pflanzen, verschiedenartig gefärbt und zusammengesetzt. Danach halte ich die Annahme für wohl berechtigt, daß der Zellsaft der Pflanzen als Pflanzenblut betrachtet werden kann.

Eine ausführliche Mitteilung über die Atmungspigmente der Pflanzen und der Tiere wird in der „Zeitschrift für physiologische Chemie“ erscheinen.

St. Petersburg, Pflanzenphysiologisches Institut der Universität.

16. W. Sukatscheff: Über das Vorkommen der Samen von Euryale ferox Salisb. in einer interglazialen Ablagerung in Russland.

(Mit 6 Textfiguren.)

(Eingegangen am 14. Februar 1908.)

Im Sommer des Jahres 1906 machte ich bei der Untersuchung der interglazialen Ablagerung bei Lichwin im Gouvernement Kaluga den Fund zweier Samen, die zu bestimmen keineswegs gelang. Der größere von den beiden Samen erinnerte etwas an den Kern eines Prunus, der kleinere aber besaß ein so eigentümliches Aussehen, daß ich ihn Dr. C. A. WEBER, dem bekannten Spezialisten für fossile diluviale Pflanzen zu senden beschloß. Herr Dr. C. A. WEBER, welcher in zuvorkommendster Weise sich bereit erklärte, die Bestimmung zu übernehmen, kam zu dem Ergebnis, daß der ihm gesandte Same der Form und dem Bau nach wohl in verwandtschaftlicher Beziehung zu den Samen der ostasiatischen *Euryale ferox* Salisb. stehe, jedoch aber in Rücksicht auf bedeutende Abweichungen als eine besondere, jetzt ausgestorbene, von ihm *Euryale europaea* nov. sp. foss. benannte Art anzusehen sei[1].

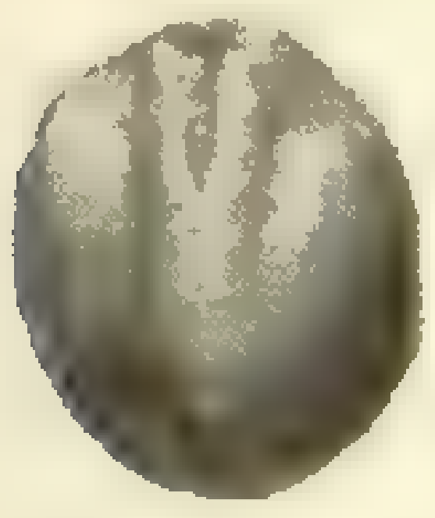
Das Interesse, das Dr. C. A. WEBERs Bestimmung mir eingeflößte, bewog mich, mir (aus dem Kaiserlichen St. Petersburger Botanischen Garten) in Peking gesammelte Samen von *Euryale ferox* Salisb. zu verschaffen; eine vergleichende Untersuchung ergab große Ähnlichkeit dieser Samen mit dem größeren in Lichwin gefundenen.

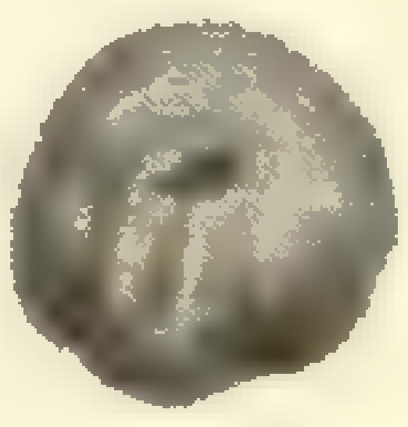
---

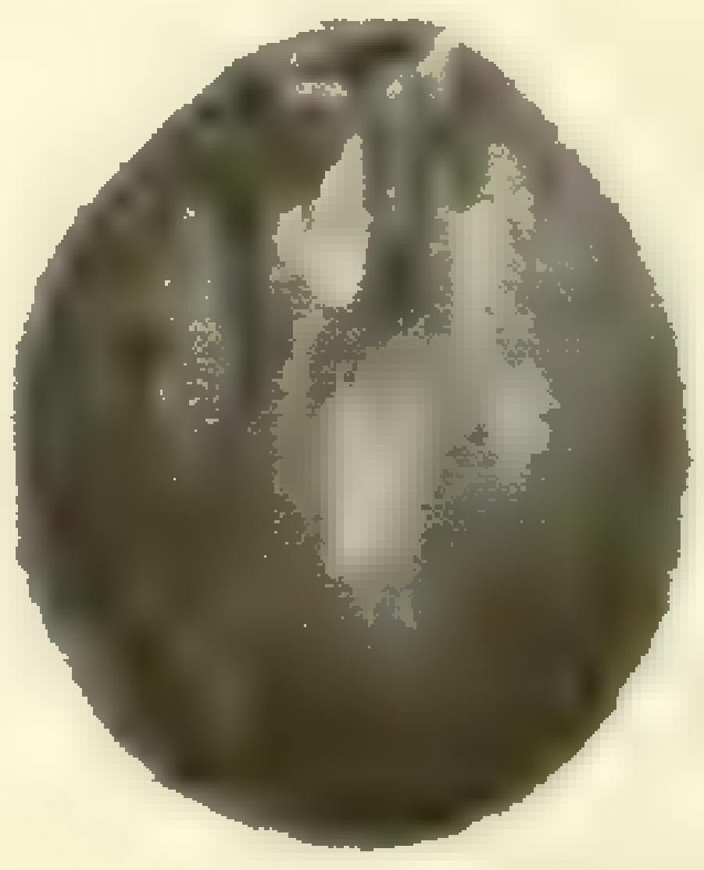
[1] C. A. WEBER. *Euryale europaea* nov. sp. foss. Berichte der Deutschen botanisch. Gesellschaft. 1907. Bd. XXV, Heft 3.

Im Sommer des nächsten Jahres (1907) machte ich bei der Fortsetzung meiner Untersuchungen der Lichwinschen Ablagerungen nochmals den Fund eines gleichen Samens. Eine eingehende Untersuchung der beiden gleichen Samen stellte die Tatsache fest, daß wir es mit den Samen der typischen *Euryale ferox* Salisb. (nicht *E. europaea* Web.) zu tun haben.

Weitere Vergleiche der fossilen Samen mit den von den Firmen HAAGE & SCHMIDT und HENCKEL bezogenen Samen der *Euryale ferox* Salisb. erwiesen, daß erstere dem Pekingschen Samen weit näher stehen, als dem von genannten Firmen erhaltenen, welche sich durch Kleinheit und Form von den fossilen wesentlich unterscheiden.


1


2


3

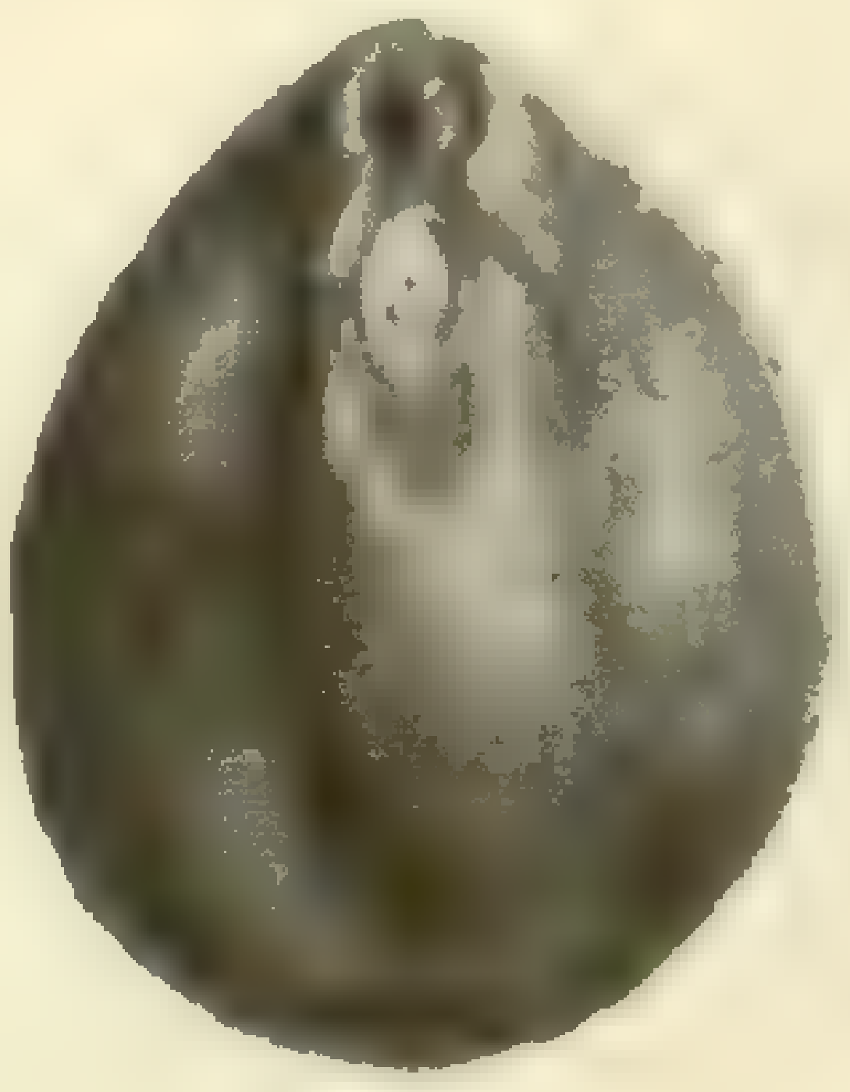
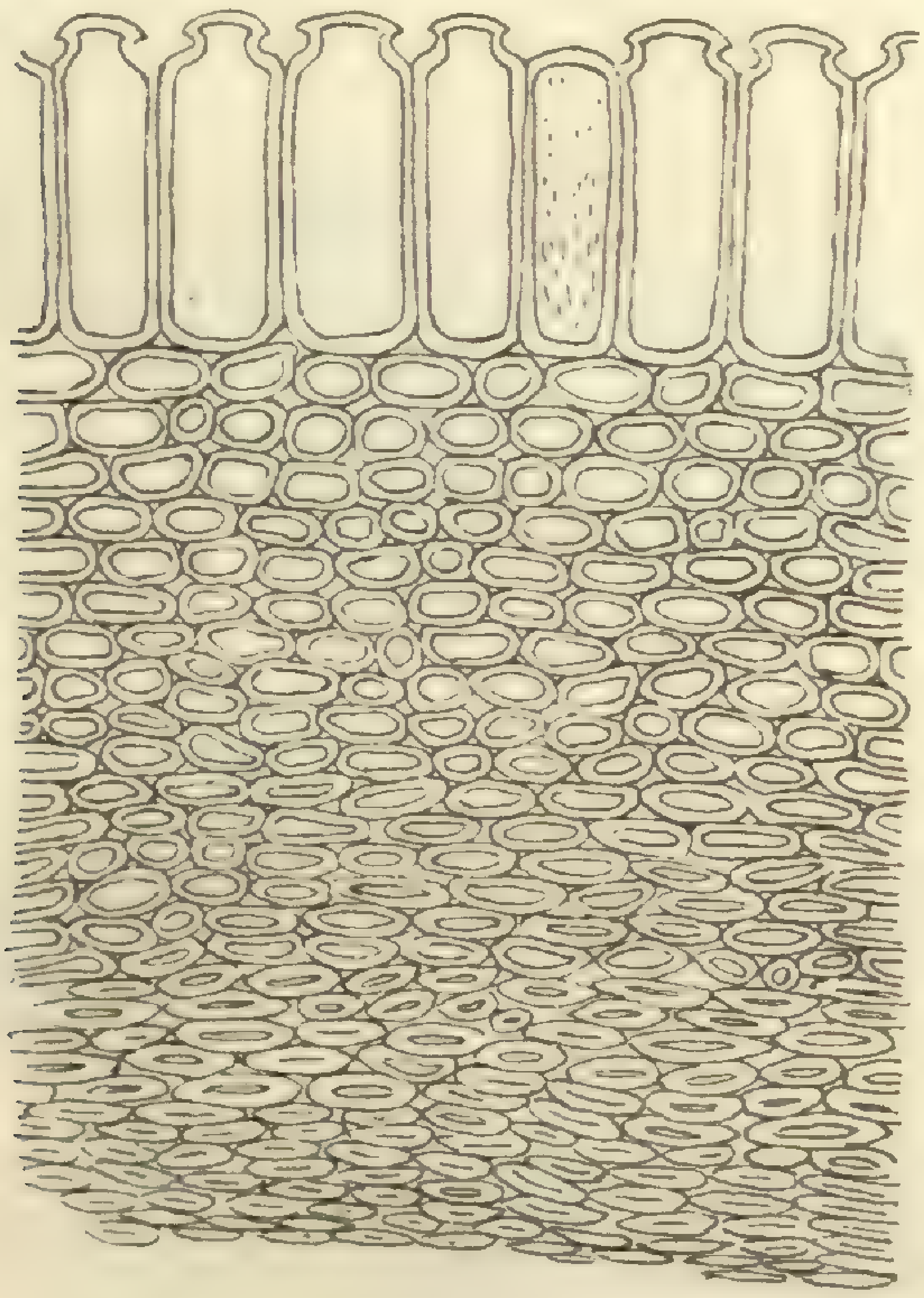

4

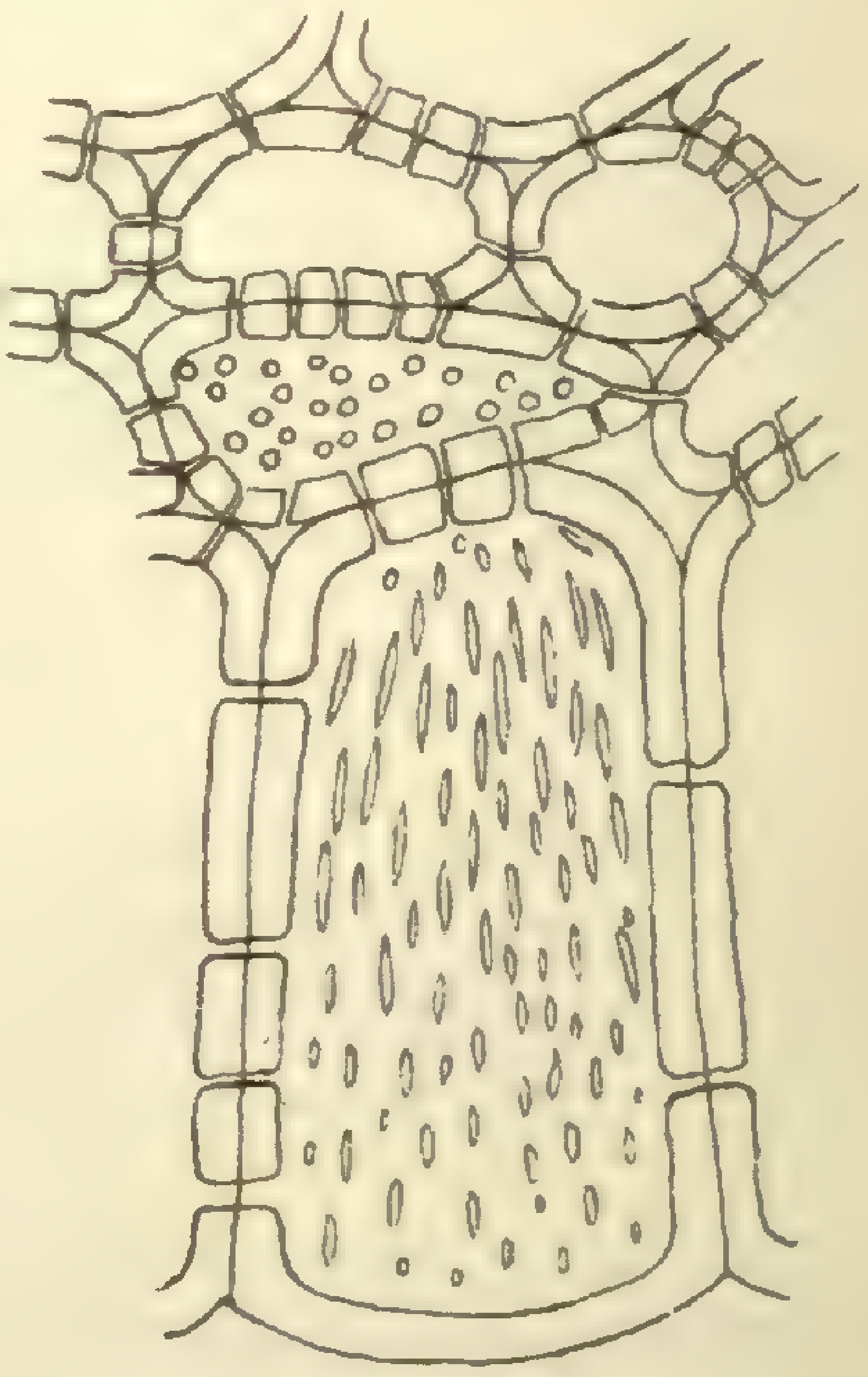
Fig. 1. *Euryale ferox foss.* Samen in natürlicher Größe.
„ 2. Derselbe von oben gesehen.
„ 3. Derselbe. Vergr. $1^{3}/_{5}$.
„ 4. *Euryale ferox* aus Peking. Vergr. $1^{3}/_{5}$.

Beide fossile Samen sind oval: der eine 11,6 mm lang und 10,3 mm breit, der andere 12,4 mm lang und 10,2 mm breit; Operculum, Hilum und Raphe sind deutlich ausgeprägt. Das Operculum ist infolge des Zusammendrückens elliptisch, die Durchmesser des einen Samens betragen 2,1 mm und 1,1 mm, des anderen 1,9 mm und 1,2 mm. Bei beiden Samen ist der Platz der Mikropyle zerstört. Das ovale Hilum stößt an das Operculum: scheinbar hat die Form des Hilums infolge des Druckes sich etwas umgestaltet. Das Hilum des kleineren (von 11,6 mm Länge) Samens hat sich gut erhalten, das des größeren aber hat etwas beschädigte Ränder. Die Narbe des Gefäßbündels ist kaum bemerkbar. Die bei beiden Samen kräftig entwickelte Raphe bildet an dem einen Rande dem Samen entlang einen stumpfen, abgerundeten Kiel. Die Samenschale, welche unter der Lupe sich (wie Chagrin) als mit kleinen Höckerchen bedeckt zeigt, ist 0,71—0,88 mm dick. Das Epithel der Samenschale besteht aus einer Reihe palissadenförmiger Zellen, deren Außenwände zitzen- bis knaufartig ausgestülpt sind. Alle Wände sind fast gleichmäßig verdickt und mit Ausnahme der äußeren mit spaltenartigen Tüpfeln besetzt. Die mittlere Schicht der Samenschale besteht aus runden oder ovalen Zellen mit verdickten Wänden, die mit runden Tüpfeln besetzt sind. Die innerste Schicht ist aus ebensolchen Zellen gebildet; nur ist ihre Form eine etwas längliche und die Zellen selbst sind enger gelegen.

Aus dieser Beschreibung sieht man klar, daß die fossilen Samen der Form und dem Bau nach den Samen der rezenten *Euryale ferox* Salisb. recht nahe stehen, so daß der Unterschied zwischen ihnen nicht die Grenzen der individuellen Abweichungen überschreitet[1]).



5



6

Fig. 5. Querschnitt durch die Samenschale von *Euryale ferox foss.* Vergr. 80.

„ 6. Querschnitt durch die äußere und einen Teil der mittleren Schicht der Samenschale von *Euryale ferox foss.* Vergr. 180.

Die wesentlichen Unterschiede des von Dr. C. A. WEBER untersuchten und beschriebenen Samens denen der rezenten *Euryale ferox* Salisb. gegenüber bestehen „in der geringeren Größe des ganzen Körpers, der stärkeren Entwicklung und mehr gestreckten

---

[1]) In der zitierten Arbeit zeigt Dr. C. A. WEBER sowohl an den Abbildungen wie in der Beschreibung eine ungleichmäßige Verdickung der Epithelwände der Samenschale an, nämlich eine kräftige Verdickung der Innen- und Außenwände der Zellen, während die Seitenwände in der Mitte dünn bleiben. Die von mir untersuchten Samen aus Peking zeigen keine starke, doch gleichmäßige Verdickung der Zellenwände des Epithels, was auch bei den fossilen Samen der Fall ist.

Gestalt des Hilums, der geringeren Dicke der Samenschale, der geringeren Größe ihrer Zellen und in der abweichenden Ausbildung des Epithels." Die abweichende Ausbildung besteht darin, daß die Außenwände der Epithelzellen bei dem von ihm beschriebenen Samen nicht ausgestülpt sind und daher nicht den charakteristischen Auswuchs besitzen, also die Samenschale ganz glatt, nicht etwas höckerig ist, wie wir es bei den typischen Formen sehen. Diese Abweichung habe ich nicht an den von mir untersuchten Samen beobachtet und deshalb ist voller Grund vorhanden, sie als der typischen *Euryale ferox* Salisb. (nicht *E. europaea* Web.) zugehörig anzusehen. Wir müssen also annehmen, daß in den interglazialen Ablagerungen bei Lichwin Samen zweier Arten der Gattung *Euryale* vorkommen: der rezenten, im südöstlichen Asien heimischen — *Euryale ferox* Salisb. und der fossilen — *E. europaea* Web. Dennoch fühle ich mich veranlaßt, zu bemerken, daß m. E. nach der Charakter des Samens der letzteren Art auf den Gedanken bringt, ob wir es nicht nur mit einem anormal ausgebildeten oder noch unentwickelten Samen der typischen *Euryale ferox* Salisb. zu tun haben. Selbstverständlich ist dies nur eine Vermutung, die weitere Untersuchungen bestätigen oder widerlegen werden.

Zur jetzigen Zeit ist das Verbreitungsgebiet der *Euryale ferox* Salisb.: Hindustan (Kaschmir und Bengalen), die Inseln Hainan und Formosa, Peking, Japan (Nippon und Kiu-Siu) und die Mandschurei [1]).

Die Ablagerungsbedingungen dieser interglazialen Schichten sind von N. N. BOGOLÜBOW [2]) gründlich geologisch untersucht worden.

Der Abhang des rechten Ufers der Oka bei Lichwin läßt folgende Schichten zutage treten:

	1.	Lehm	2 m.
	2.	Moräne	8—10 m.
	3.	Lösartige Schichten mit Knochen von Mammuth und Nashorn	8—9 m.
See-Bildungen.	4. a)	Graublauer Mergel	2 m.
	4. b)	Dunkelgrauer Mergel	2—3 m.
	5.	Blättriger Mergel mit Konkretionen	1 m.
	6. a)	Erdiger grauer Ton mit reichen Baumresten	0,75 m.
	6. b)	Bläulichgrauer Ton mit braunen Konkretionen	2 m.

---

[1]) KOMAROW. Flora Mandshuriae. Acta Horti Petropolitani T. XXII. 1903.

[2]) N. N. BOGOLÜBOW. Zur geologischen Geschichte des Gouvernements Kaluga in der Glazialperiode. Annuaire géologique et minéralogique de la Russie Vol. VII. livr. 5. 1905.

7. Konglomerate und Geschiebesande . . 2—3 m.
8. Devonischer Mergel und Kalksteine.

Meine Untersuchungen der teils von mir, teils von Bogolübow in den Seeschichten gefundenen Pflanzenreste ergaben Folgendes:

I. Aus den Schichten 4a und 4b (graublauer und dunkelgrauer Mergel) gelang es, Pflanzenreste folgender Arten zu bestimmen:

Abies sp.
Alnus glutinosa Gaertn.
Alnus sp.
Carex sp.
Carpinus Betulus L.
Ceratophyllum demersum L.
Corylus Avellana L. f. oblonga G. Ander.
Euryale europaea Web.
E. ferox Salisb.
Fagus silvatica L.
Najas marina All.
Najas minor All.
Picea excelsa Lk.
Potamogeton acutifolius Lk.
P. crispus L.
P. natans L.
Quercus pedunculata Ehrh.
Scirpus lacustris L.
Stratiotes aloides L.
Taxus baccata L.
Trapa natans L.

II. Aus der Schicht 5 (blättriger Mergel mit Konkretionen):

Alnus glutinosa Gaertn.
A. incana L.
Aspidium Filix mas Sw.
Cotoneaster vulgaris Lindl.
Fraxinus excelsior L.
Phragmites communis Trin.
Picea excelsa Link.
Pinus silvestris L.
Rhamnus cathartica L.

III. Aus der Schicht 6a (erdiger grauer Ton mit reichen Baumresten):

Bidens cernuus L.
Larix sp.
Picea excelsa Link.
Picea sp.
Polygonum Bistorta L.
P. Persicaria L.
Potamogeton crispus L.
Rubus Idaeus L.
Rumex maritimus L.
Salix sp.
Sambucus sp.
Zannichellia palustris L.
Viburnum Opulus L.

IV. In der Schicht 6b (bläulichgrauer Ton mit braunen Konkretionen) wurde nichts gefunden.

Schon aus diesen Tatsachen ergibt sich, daß bald nach de Bildung des Sees, der diese Schichten ablagerte, der Charakter de vorhanden gewesenen Vegetation auf eine niedrigere Temperat hindeutet, als der Charakter der späteren Flora, zu deren Ze Arten vorkamen, die jetzt im Gouvernement Kaluga nicht meh vorkommen, deren nördliche Verbreitungsgrenze nach dem Süden verschoben ist und deren Fund auf ein anderes, viel milderes, vielleicht auch wärmeres Klima hindeutet. Zu solchen Pflanzen gehören außer *Euryale* noch *Carpinus Betulus*, *Fagus silvatica*, *Najas marina* und *Taxus baccata.*

Auch der Fund von Resten der *Larix sp.* ist in der Hinsicht recht interessant, daß er die in Europa jetzt weit von einander getrennten Gebiete dieser Gattung vereinigend, damit beweist, daß wenigstens im Anfang der Interglacialepoche dieser Baum in den Ebenen des europäischen Rußlands wuchs.

17. M. W. Beijerinck: Beobachtungen über die Entstehung von Cytisus purpureus aus Cytisus Adami.

(Mit 2 Abbildungen im Text.)

(Eingegangen am 17. Februar 1908.)

Seit meiner ersten Mitteilung über diesen Gegenstand[1] war ich in der Lage, noch eine Reihe neuer Fälle von der Entstehung von *Cytisus purpureus* aus *Adami* zu beobachten und darüber wünsche ich folgendes zu berichten.

Im Jahre 1903 hatte ich an einigen Exemplaren von *C. Adami* um die Mitte Mai, als die Blüten sich öffneten und das Laub ausbrach, alle ein- und zweijährigen Zweige kurz eingeschnitten, so daß die Schlafaugen des Vorjahres sowie die Sommerknospen am einjährigen Holze zur Entwicklung kommen mußten. Im August stellte sich heraus, daß sich darunter nicht weniger als vier selbstständige *Purpureus*gruppen befanden, die alle tatsächlich aus Sommerknospen am einjährigen Holze entwickelt waren. Die Bezeichnung *Purpureus*gruppen muß deshalb gebraucht werden, weil sich ergab, daß die Rückschlagserscheinung zwar einen besonders stark entwickelten, daneben aber einige weniger kräftig gewachsene Zweige von *Purpureus* geliefert hatte, welche aus Knospen entstanden waren in den Blattachseln von bezüglich einander entfernt gestellter Blätter des nämlichen Zweiges. Zwischen diesen *Purpureus*knospen war auch ein Rindenstrich von *Purpureus*gewebe nachweisbar, so daß dieselben zu einem Komplexe gehörten und alle zusammen auf einen einzelnen Variationsvorgang zurückzuführen waren. Auf dem gleichen Hauptzweige, neben und oberhalb der *Purpureus*knospen, waren *Adami*knospen sichtbar, aus deren Stellung hervorging, daß nur ein relativ kleiner, stark in die Längsrichtung ausgewachsener Teil der Sproßachse zu *Purpureus* geworden war. Das ganze Verhalten ist also ähnlich dem früher für die Entstehung von *Laburnum* aus *Adami* beschriebenen, wo alles jedoch viel übersichtlicher ist wegen der Leichtigkeit, womit man Blätter und Sproßrinde von *Laburnum* an der seidenglänzenden Behaarung erkennen kann, welche sowohl bei *Adami* wie bei *Purpureus* gänzlich fehlt.

---

[1] Verh. Akad. v. Wetensch. Amsterdam, 24. Oktober 1900: Botan. Zeitung 1901.

Wie gesagt, stellte sich heraus, daß das gleiche Verhalten in allen vier beobachteten Fällen obwaltete, und es wurde dadurch möglich, vermittelst eines geeigneten Schnittes, wodurch alle benachbarten *Adami*zweige entfernt und die schwächeren *Purpureus*sprosse gefördert wurden, auch die letzteren zur Weiterentwicklung zu bringen, wodurch noch bis in 1904 die Erscheinung der gruppenweisen Entstehung deutlich hervortrat; von da an hat aber der kräftigste *Purpureus*sproß stark überhand genommen, sich aus der Basis reichlich verzweigt und die niedriger gestellten Schwächlinge zum Sterben gebracht.

Die variierten Knospen waren in den hier betrachteten Fällen, wie gesagt, aus Sommerknospen am Frühlingsholz entwickelt, die *Purpureus*zweige waren also als Johannissprosse aufzufassen. Doch will ich hier sofort hinzufügen, daß ich seitdem noch drei weitere Fälle von *Purpureus*bildung beobachtet habe, welche sich auf Winterknospen bezogen, und wovon ich bei zweien mit Sicherheit feststellen konnte, daß die variierten Knospen *Adami*zweige erzeugten, welche einige voneinander entfernte *Purpureus*sprosse trugen, neben welchen normale Blätter und Knospen von *Adami* saßen; auch hier waren alle *Purpureus*sprosse auf einen einzelnen zu *Purpureus* gehörigen Rindenstreifen eingepflanzt, welcher sozusagen inselartig allseitig durch *Adami*rinde eingeschlossen war.

Ein eben solcher aus einer Winterknospe hervorgegangener *Purpureus*variant ist in Fig. 1 dargestellt. Hier sieht man den *Purpureus*streifen *ps*, durch eine Schattierung angegeben, während die *Adami*rinde weiß gelassen ist. Die Enden des Streifens sind bei *a* und *b* zu suchen. Bezüglich des Oberendes *b* war kein Zweifel; ob *a* sich ganz am Unterende des Zweiges befand oder etwas höher, konnte nicht sichergestellt werden: ersteres ist wahrscheinlich.

Aus dieser Beschreibung geht also hervor, daß der Akt des

Variationsvorganges im gleichen Sommer stattfindet, in dem der Schnitt ausgeführt wird, wobei das Resultat aber früher oder später sichtbar werden kann, je nachdem die variierte Knospe noch im gleichen Sommer auswächst und vielleicht selbst Johannissprosse erzeugt, wie in dem in Fig. 1 dargestellten Falle, oder als geschlossene Knospe überwintert.

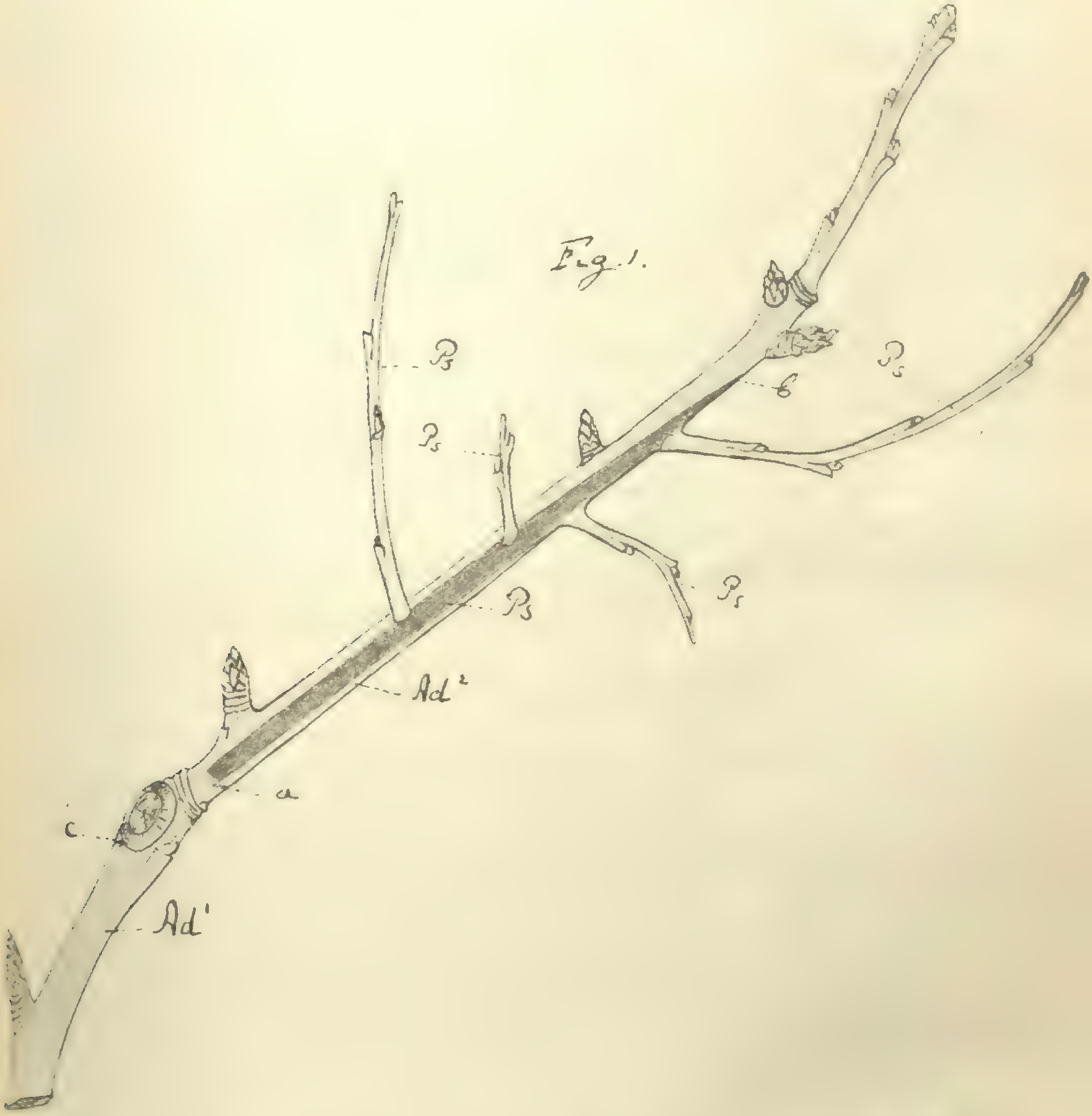


Fig. 1. *Purpureus*sektor (*Ps*). schattiert mit vier *Purpureus*zweigen *Ps*, welche zu Johannissprossen ausgewachsen sind, an einem *Adami*zweige, gezeichnet im Oktober gleich nach dem Blattfall. Der vorjährige Zweig Ad^1 zeigt bei *c* einen Wundcallus, auf dessen Rand der variierte diesjährige Sproß Ad^2 sitzt. Die *Adami*knospen stehen an der ganzen Zweiglänge. An der Spitze steht ein *Adami*langsproß, welcher sich ebenfalls als Johannissproß entwickelt hat.

Bezüglich der Stellung der variierenden Knospen am ganzen Baume hat sich herausgestellt, daß die *Purpureus*varianten nur sehr selten aus ruhenden Knospen am alten Holze entstehen, was eben für *Laburnum* Regel ist, während umgekehrt *Laburnum* nur selten am einjährigen Holze entsteht, wo eben *Purpureus* vorzugsweise auftritt.

In bezug auf die Gestalt des variierten Sektors der *Adami*-knospen muß noch folgendes bemerkt werden.

Eigentlich ist das Wort Sektor nicht ganz richtig gewählt, denn die Begrenzung des Gewebes, welches in einen der Komponenten zurückgeschlagen ist, ist durchaus nicht von Radialflächen, welche durch die Knospenachse von *Adami* gehen, abgegrenzt, sondern besitzt eine unregelmäßige Umrißlinie. Eben diese Unregelmäßigkeit erscheint besonders merkwürdig, weil daraus hervorgeht, daß der morphologische Aufbau des Sprosses nicht in näherem Zusammenhang steht mit dem Variabilitätsvorgang. Dieses Verhalten wird deutlich, wenn man die Stellung der *Adami*- und *Purpureus*-blätter am Zweige betrachtet. Gewöhnlich weicht diese Stellung an den normalen Sprossen nur wenig ab von $^3/_8$, so daß das achte Blatt vertikal oberhalb eines mit 0 zu bezeichnenden Ausgangsblattes steht. Es stellt sich nun heraus, daß, wenn das Blatt 0 ein auf dem *Purpureus*sektor sitzendes *Purpureus*blatt ist, nicht notwendigerweise auch das achte zu *Purpureus* gehört, sondern daß der variierte Sektor meistens eine so unregelmäßige Gestalt hat, daß das achte Blatt ein *Adami*blatt ist, während das neunte, das zehnte und vielleicht das siebente wieder zu *Purpureus* gehören können. Ganz die gleiche Bemerkung kann man bezüglich der Infloresсenzen von *Adami* machen. Die Divergenz der Blüten beträgt darin ungefär 130° oder nahezu $^4/_{11}$, wobei die drei Nebenspiralen, worin die Blüten geordnet sind, deutlich hervortreten. Bei der Sektorvariation, welche bekanntlich in den Inflorescenzen öfter vorkommt als an vegetativen Sprossen, folgt dieser Sektor nun weder der Orthostiche noch einer Parastiche, sondern zeigt auch hier unregelmäßige Gestalt.

Was die Tiefe betrifft, bis zu welcher der variierte Sektor in den Zweig hineindringt, so zeigt die Beobachtung, daß sich darüber nichts allgemeines aussagen läßt, weil diese Tiefe mit der seitlichen Ausdehnung des Sektors zusammenhängt.

Bezüglich der leichten und sicheren Erkennung der *Purpureus*-sprosse am *Adami*zweig mag noch folgendes bemerkt werden. Weil die Blätter letzterer Art gewöhnlich sehr viel kleiner sind als diejenigen von *Adami*, nämlich mehr als dreimal kürzer und schmäler, macht die Unterscheidung an ausgewachsenen Sprossen meistens keine Schwierigkeit. Ganz anders aber, wenn sich die Seitenknospen, welche man zu untersuchen hat, was sehr oft vorkommt, zu Kurzsprossen odes Blattrosetten mit verkürzter Achse entwickelt haben; die *Adami*blätter solcher Sprosse können klein bleiben und dann kann es eben schwierig werden, an einem einzelnen Blättchen oder einem Blattstücke fest zu stellen, ob es zu *Purpureus* oder

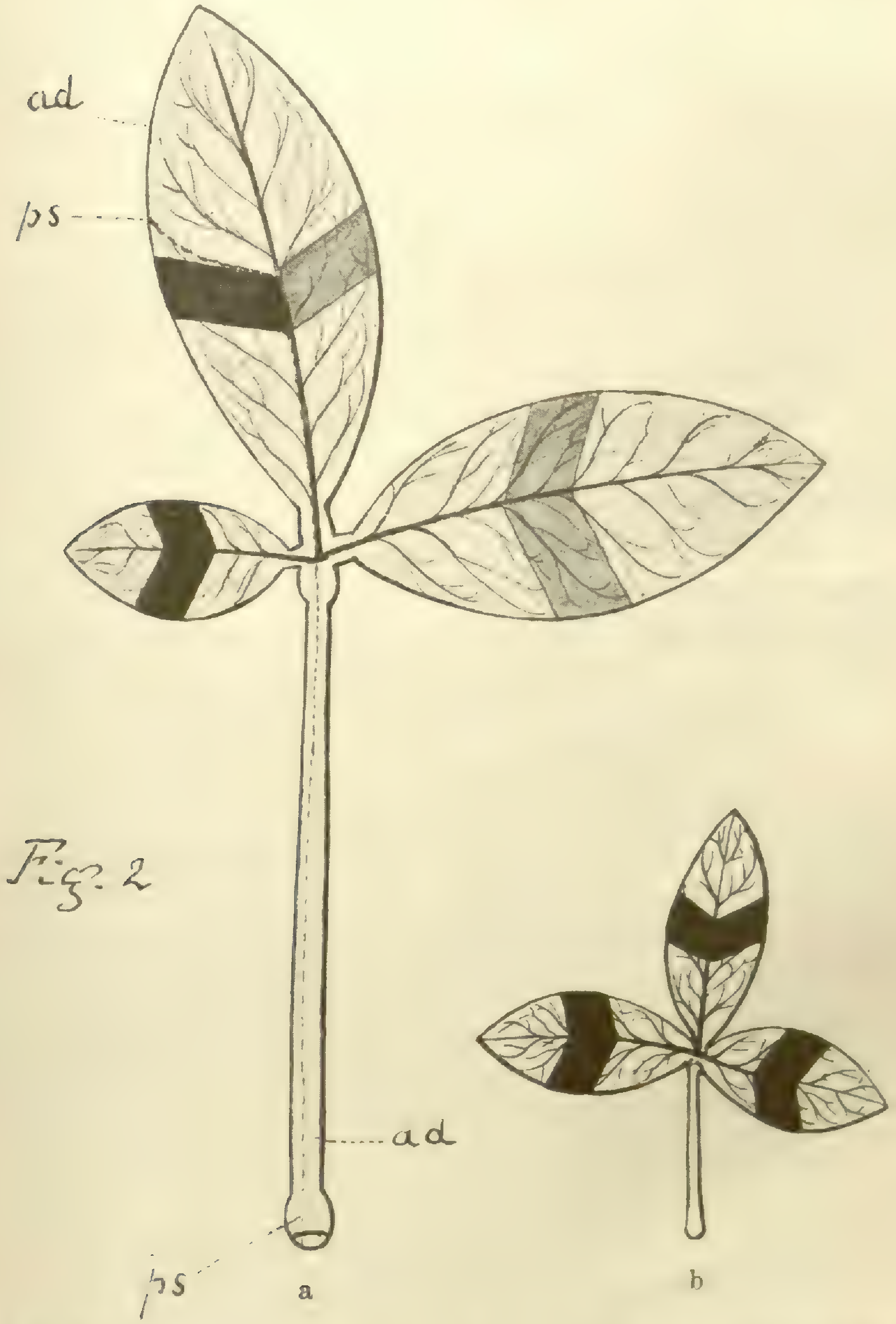


Fig. 2. Der Nekrobioseversuch mit einem *Purpureus*blatte *b* und einem gemischten Blatte *a*. Das gemischte Blatt *a* besteht links von der punktierten Linie *ps* bis ps^1 aus *Purpureus*, rechts aus *Adami* (*ad* – ad^1) Das Oberende der Trennungslinie geht bei *ps* quer durch das Blatt. Alle Blättchen sind an der Spitze getötet, an der Basis lebend, in der Mitte nekrobiotisch Das nekrobiotische Band ist schwarz bei *Purpureus*, grau bei *Adami* (und unsichtbar bei *Laburnum*).

zu *Adami* gehört. Dafür kann dann die früher beschriebene[1] Nekrobiosereaktion verwendet werden, welche wie folgt ausgeführt wird.

Die Spitze des zu untersuchenden Blattes wird vermittelst der kleinen Flamme eines Zündhölzchens in der Weise behandelt, daß das Gewebe davon schnell und vollständig durch die ganze Dicke des Blattes abstirbt, während die Basis des Blattes vollständig unverändert und lebendig bleibt. Dabei entsteht dann in der Mitte des Blattes eine Region, welche nur mäßig erhitzt wird, so daß darin zwar das Absterben des Protoplasmas stattfindet und Dislokationen der an das Protoplasma gebundenen Körper möglich werden, während selbst leicht zersetzbare Körper, wie Enzyme unzersetzt bleiben können. Finden sich nun, was in sehr vielen Blättern der Fall ist, unter diesen in Freiheit gesetzten Stoffen solche, welche aufeinander reagieren unter Produktion eines Pigmentes, so färbt sich die nekrobiotische Region oft sehr intensiv, während ebensowohl die schnell getötete Spitze des Blattes, wie die lebend gebliebene Basis unverändert grün bleiben.

Bei diesem Versuche verhalten sich die Blätter von *C. laburnum*, *C. Adami* und *C. purpureus* auf eine grundverschiedene Weise; das *Laburnum*blatt zeigt bei der Nekrobiose keine Veränderung[2], das *Purpureus*blatt wird dadurch tief schwarz[3]) und zwar momentan, das *Adami*blatt zeigt erst nach mehreren Minuten in der nekrobiotischen Region eine Braunfärbung. Hierdurch ist es möglich, sofort *Purpureus* zu erkennen, selbst wenn nur Blättchen oder Blattstücke von einem Zentimeter oder noch weniger vorliegen.

Die Reaktion wird besonders wichtig in den seltenen, jedoch interessanten Fällen, wenn ein und dasselbe Blatt zum Teil aus *Purpureus*, teils aus *Adami* besteht. Solche „gemischte“ Blätter finden sich nämlich dann, wenn sie an der Grenze des variierten Sektors inseriert sind, so daß sie bei der Entwicklung die beiden Komponenten in sich aufnehmen mußten[4]).

---

[1]) Kon. Akad. van Wetenschappen, Amsterdam. 30. Sept. 1899, S. 91. 30. Juni 1900, S. 74.

[2]) Übrigens ist *Laburnum* so leicht an der Behaarung der Blätter kenntlich, daß darüber niemals Zweifel herrschen kann.

[3]) Der Chemismus, worauf die Pigmentbildung beruht, ist noch nicht bekannt. Eine eigentliche Enzymwirkung ist dabei nicht allein das Ausschlaggebende (obschon sicher nachweisbar), sondern Sauerstoffeinwirkung auf einen phenolartigen aus dem absterbenden und permeabler werdenden Protoplasma freiwerdenden Körper dürfte jedenfalls die Hauptsache sein.

[4]) Solche „gemischte“ Blätter zwischen *Adami* und *Laburnum* habe ich schon sehr viele gefunden und in den anfangs genannten Abhandlungen beschrieben.

In der Figur 2 (siehe S. 141) ist in *a* ein solches „gemischtes“ Blatt dargestellt. Das Mittelblättchen besteht an der Basis links aus *Purpureus*, oberhalb der punktierten Linie *ps* und zur rechten Hälfte aus *Adami*. Die durch Punktierung angegebene Trennungslinie zwischen *Purpureus* und *Adami* kann über die ganze Länge des Blattstiels verfolgt werden, das linke Seitenblättchen ist also rein *Purpureus*, das rechte Seitenblättchen rein *Adami*. Von allen drei Blättchen wurden die Spitzen erhitzt und getötet, die Basis lebendig gelassen. Alles nekrobiotische Gewebe, welches zu *Purpureus* gehört, zeigt dabei tiefe Schwarzfärbung direkt nach dem Versuche, während beim *Adami*gewebe erst viel später die durch einen Halbschatten angegebene schwächere graue Verfärbung sichtbar wird. Im Mittelblättchen hat offenbar das *Adami*gewebe dasjenige von *Purpureus* zur Seite gedrängt und überwuchert.

Hier ist die Stelle, um noch auf folgenden Umstand hinzuweisen.

In der Blütenregion von *Cytisus Adami* ist es nichts seltenes, daß ein Stück eines Blütenblattes durch einen auf einen Teil des Blattes lokalisiert gebliebenen Variationsakt in einen der Komponenten verändert ist. So habe ich manchmal Fahnen von *Adami*blüten gefunden, von denen ein kleines Randstück in *Laburnum* verwandelt war; in anderen Fällen waren die Flügel zum Teile zu *Purpureus* geworden. Eine solche Veränderung kommt jedoch bei den grünen Blättern niemals vor; sind diese variiert, so ist immer auch die Achse, welche das Blatt trägt, in Mitleidenschaft gezogen, das heißt die Variation hat entweder in einem früheren Stadium stattgefunden, wie im vorigen Falle, oder eine viel umfangreichere Zellgruppe der Vegetation als die Blütenregion affiziert, welch' letztere Auffassung ich für die wahrscheinlichere halte. Dieser Umstand steht in guter Übereinstimmung mit der schon früher ausgesprochenen Auffassung, die Blüte müsse als das Organ der Variabilität betrachtet werden, wofür eine Menge von Gründen der verschiedensten Art angeführt werden können.

Vergleichen wir das für die *Purpureus*bildung beschriebene Verhalten und die Erscheinungen in der Blütenregion mit den in meiner ersten Mitteilung dargestellten Erscheinungen bezüglich der Entstehung von *Laburnum*, so sieht man, daß nun schon eine Reihe von Fällen beobachtet sind, wo nicht eine ganze Knospe, sondern ein unregelmäßig begrenzter Teil davon in die Komponenten zurückschlägt. Bezüglich *Laburnum* kann ich noch hinzufügen, daß ich bei der Beobachtung mehrerer neuer Fälle zu dem Schlusse gekommen bin, daß dieses partielle Variieren nicht Ausnahme, sondern ganz bestimmt Regel ist, so daß man auch an bei weitem den meisten selbständigen *Laburnum*sprossen, ganz unten, also wo der Zweig an der Mutterachse festsitzt, einige Knospenschuppen oder ausgebildete Blätter von *Adami* findet[1]). Ich bin deshalb gegenwärtig überzeugt, daß sowohl bezüglich der *Purpureus*- wie der *Laburnum*bildung aus *Adami* die partielle Knospenvariation die Regel, die totale die Ausnahme ist, und ich betrachte es selbst als möglich, daß auch alle diejenigen Fälle, welche den Eindruck einer totalen Umwandlung der *Adami*knospe in eine der Komponenten machen, tatsächlich dennoch auf partieller Variation beruhen.

Eine andere und wie ich meine wichtige Beobachtung bezüglich der *Purpureus*bildung, welche ich gemacht habe, als ich mit dem vorstehend beschriebenen Verhalten bekannt geworden war, und wodurch einiges Licht auf die Ursachen geworfen wird, welche den Variationsakt veranlassen, ist folgende.

Nachdem festgestellt war, daß nicht die zu Sprossen ausgewachsenen *Purpureus*zweige selbst die ursprünglich variierten Einheiten sind, sondern daß dieselben Seitenbildungen darstellen eines variierten Teiles einer Knospenachse einer früheren Generation, erhob sich wie von selbst die Frage, welches die Stellung der variierten Knospe am Mutterzweige war, und ob sich auch irgend ein Umstand würde ausfindig machen lassen, durch welche die Variation vielleicht bedingt gewesen sein könnte. Eine genaue Untersuchung der Ansatzstelle der Sprosse, welche die Serien von *Purpureus*zweigen trugen, ergab nun das bemerkenswerte Resultat, daß diese Stelle in der unmittelbaren Nachbarschaft, — in zwei davon selbst auf dem Rande, — eines Wundcallus vorkam, gebildet durch das Zurückschneiden des einjährigen *Adami*zweiges unmittelbar oberhalb der variierten Knospe im voraufgegangenen Jahre, das ist also in dem Jahre, in welchem die variierende *Adami*knospe entstanden war, jedoch lange nach dem Augenblicke dieser Entstehung. In Übereinstimmung mit meinen früheren Angaben ergibt sich also auch hier einerseits, daß der Akt der Variabilität nicht eine einzige Zelle, sondern eine ziemlich umfangreiche Zellgruppe ergriffen hat, aber außerdem, und darauf wünsche ich an dieser Stelle den besonderen Nachdruck zu legen, veranlaßt mich die Stellung der variierten Knospen in nächster Nähe einer Wunde, anzunehmen, daß der Wundreiz ein mitwirkender Faktor jenes Variabilitätsaktes gewesen ist. Allerdings ergibt sich diese Folgerung nicht als notwendiges Postulat der Beobachtung. Bedenkt man aber, wie äußerst selten die *Purpureus*-knospen sind, so hat das genannte Verhalten einen so hohen Grad von Wahrscheinlichkeit, daß die Annahme, es soll die Verwundungsstelle in allen beobachteten Fällen nur ganz zufällig sich in der unmittelbaren Nachbarschaft jener *Purpureus*knospen gefunden haben, zu verwerfen ist.

---

[1]) Diese Beobachtung wird durch zwei Umstände erschwert: erstens dadurch, daß die zu *Laburnum* werdenden Knospen meistens kleine Schlafaugen sind, und zweitens dadurch, daß viele scheinbar durch Knospenvariation entstandene *Laburnum*knospen, tatsächlich Seitenknospen alter *Laburnum*kurzzweige sind.

Die Einwendung, daß, wenn ein Wundreiz bei der *Purpureus*-bildung mitwirke, dieser Vorgang allgemeiner sein sollte, muß folgenderweise beantwortet werden. Zunächst ist es klar, daß der Wundreiz allein die Erscheinung nicht hervorruft, sondern daß andere nicht bekannte mitwirkende Faktoren dabei ebenfalls in Betracht gezogen werden müssen. Andererseits muß wohl überlegt werden, daß das Zurückschneiden der Zweige, deren Knospen variiert sind, nicht stattgefunden hat mit der Kenntnis, daß die Stelle am Zweige, wo dieser Schnitt zustande kommt, einen so wichtigen Einfluß auf den Variationsvorgang ausüben kann, sondern daß dieser Schnitt ganz willkürlich ausgeführt ist, wobei es viel wahrscheinlicher ist, daß das Abschneiden an einer Stelle stattfindet, welche von einer Knospe so weit entfernt ist, daß diese Knospe außerhalb des Bereiches des Wundreizes verbleibt, als umgekehrt, und daß selbst dann, wenn sehr viele Zweige zurückgeschnitten werden, doch immer zu erwarten ist, daß nur vereinzelte Knospen eben am Rande eines Callus vorkommen werden. Hierbei ist übrigens die Jahreszeit, in der der Schnitt ausgeführt wird, nicht gleichgültig. Findet dieser z. B. im Frühjahre statt, so bildet sich der Callus an der freien Wundfläche selbst, während beim Sommerschnitt ein ziemlich langes Stück des Zweiges unterhalb der Wunde absterben kann, woraus folgt, daß der Wundreiz, welcher vom Rande der lebend gebliebenen Teile ausgeht, seinen Einfluß im Sommer auf eine größere Entfernung ausdehnen kann, wie im Frühjahr. Wie weit im gesunden Gewebe dieser Abstand werden kann, ist einigermaßen zu bemessen aus den Angaben, welche bezüglich der Länge der durch Wundreiz hervorgerufenen Gummikanäle beim Pfirsich und Mandelpfirsich festgestellt sind[1]) und wofür ungefähr 1 Zentimeter als obere Grenze in der Längsrichtung des Zweiges gefunden wurde. In der tangentialen Richtung erstreckt sich der Reiz weniger weit, was zur Aufstellung des Begriffes „Wundellipse“ geführt hat; im gegenwärtigen Falle, wobei es sich um Wunden handelt, welche durch das Wegschneiden von ganzen Sprossen entstehen, kann natürlich nur die Ausdehnung des Wundreizes in der Längsrichtung in Betracht kommen. Die Bildung der traumatischen Gummikanäle hat noch einen anderen darauf influierenden Umstand ans Licht gebracht, ich meine den ausschlaggebenden Einfluß, welcher die Jahreszeit, in welcher die Verwundung stattfindet, sowie die Temperatur auf den traumatischen Erfolg ausüben und welche beim verholzten Zweige darin besteht, daß im Februar und März bei ca. 18° C, also im Zimmer, eine Schnittwunde schon nach wenigen Tagen in Gummifluß gerät, während dies bei Temperaturen unterhalb 12° bis 10° C durchaus nicht geschieht. Später im Sommer, wenn die Temperatur auch im Freien 18° C geworden ist, geben ganz ähnliche Verwundungen jedoch gar keine Veranlassung zum Gummifluß, woraus deutlich hervorgeht, daß nicht allein der Wundreiz die Erscheinung beherrscht, sondern daß dafür noch überdies eine gewisse Temperatur, sowie noch nicht aufgeklärte Umstände anderer Art realisiert sein müssen. Da nun die Bildung von *Laburnum* und *Purpureus* aus *Adami* gewissermaßen der Gummifluß analoge Vorgänge sind, insoweit beide Vorgänge als die Erweckung schlummernder Eigenschaften aufzufassen sind, muß auch in beiden Fällen auf ähnliche Ursachenkomplexe geschlossen werden. Für experimentelles Eingreifen zum Zwecke der *Purpureus*bildung hat man also außer dem Wundreize, dessen Wirkung als höchst wahrscheinlich zu erachten ist, noch außerdem den physiologischen Zustand des *Adami*zweiges, sowie die Temperatur in Betracht zu ziehen, für welche beiden letzteren Einflüsse noch keine genügende experimentellen Erfahrungen vorliegen, um eine richtige Wahl derselben anzuordnen.

---

[1]) BEIJERINCK et RANT, Sur l'excitation par traumatisme et l'écoulement gommeux chez les *Amygdalées*. Archives Néerlandaises. Sér. 2. T. II, p. 184. 1905. Vor kurzem hat Herr RUHLAND (Berichte d deutschen Botan. Gesellschaft. Bd. 25. 1907) dieser Untersuchung eine Kritik gewidmet, und er verspricht spätere Mitteilungen bezüglich der Ausdehnung des Wundreizes beim Gummifluß der *Amygdaleen*, ohne zu bemerken, daß eben das ein Hauptgegen-

Wenn auch nicht bezüglich der Gummosis, welche an den älteren Ästen jedes Lebensalters in Übereinstimmung mit der Erwartung stattgefunden hat, so muß es doch als möglich betrachtet werden, daß auch das Alter der Zweige, in dem der Schnitt statt-

---

stand unserer Untersuchung war, und das Resultat kurz aber klar auf S. 186 und 188 dargestellt ist (vgl. auch Rant, Die Gummosis der *Amygdalaceae*, Amsterdam, 1906, wo auf Seite 81 ff. auch Figuren von der Wundellipse gegeben sind.) Daß Herr Ruhland sich bezüglich der Wirkung des Sublimates als Gift für die lebende Zelle und für Enzyme Vorstellungen macht, welche gänzlich abweichen von der Wirklichkeit, möge hier nebenbei bemerkt werden.

findet, auf einen Variationsvorgang, im vorliegenden Falle also auch bei der *Purpureus*bildung, mit eingreifen kann, wodurch ein neuer und nicht wohl berechenbarer Faktor in Erwägung zu ziehen ist.

Obschon also die geschilderten Beobachtungen zu einer ersten Verbesserung bei der *Purpureus*erzeugung Veranlassung geben, nämlich zur Ausführung des Schnittes derart, daß jedesmal eine *Adami*knospe neben oder auf dem Wundrande zu sitzen kommt, wodurch die Chancen für die *Purpureus*bildung wahrscheinlich verbessert werden, so wird dadurch jedoch noch keineswegs auf ein gesichertes Resultat gerechnet werden können. Der Fortschritt auf diesem Gebiete wird nur ein langsamer sein können, weil die Versuche zwei Jahre umfassen, ehe ein vollständiger Überblick zu erhalten ist, und überdies sehr viele derselben aus allerlei mechanischen und zufälligen Gründen fehlschlagen müssen.

18. Walter Bally: Über Gallertbildung bei Chaetocerasarten.

(Mit 3 Textfiguren.)

(Eingegangen am 18. Februar 1908.)

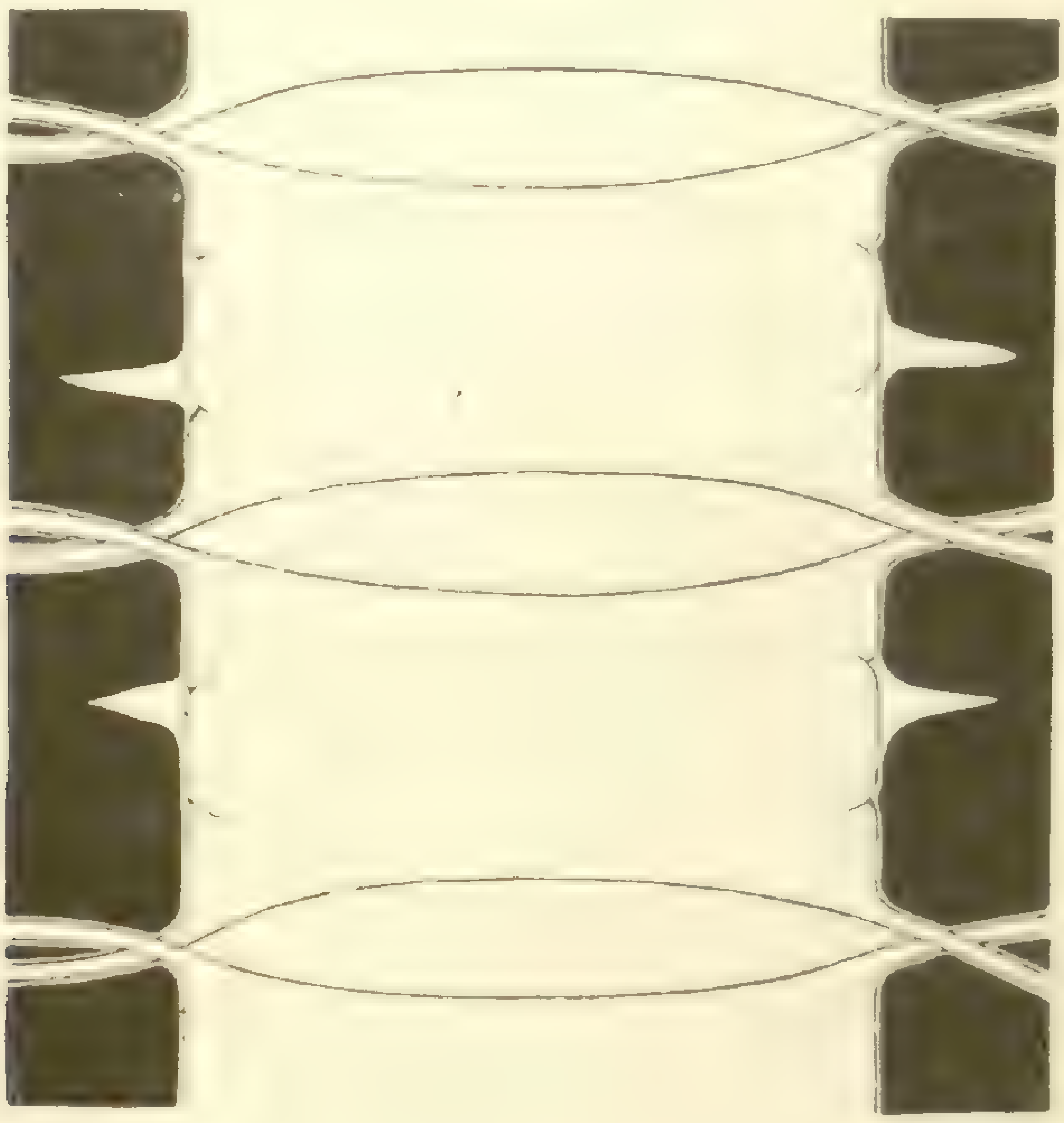
BR. SCHRÖDER hat in einer im Jahre 1901 erschienenen Arbeit zusammengestellt, was wir über Gallertbildungen von *Diatomeen* wissen. Es ist ihm auch gelungen, bei verschiedenen Süßwasserplanktonformen Gallertumhüllungen nachzuweisen, die wahrscheinlich als Schwebevorrichtungen aufzufassen sind. So die schon von VOIGT entdeckten fallschirmartigen Gebilde bei *Tabellaria* und *Asterionella*, die weiten Umhüllungen bei *Fragilacia crotonensis*, die von SCHÜTT aufgefundenen Fäden, die die einzelnen Zellen von *Cyclotella socialis* verbinden. Es ist dabei hauptsächlich die von SCHRÖDER und vor ihm schon von KLEBS, HAUPTFLEISCH, MÜLLER u. a. angewandte Methode der Einbettung in Tusche oder Sepia, die zu guten Resultaten führt. SCHRÖDER schreibt darüber: „Das Verfahren der Einbettung in Tusche oder Sepia hat verschiedene Vorzüge vor allen Färbungsmethoden, indem Tusche wie die Sepia, da beide in Wasser suspendiert und neutral für die Gallerte sind, keinerlei Veränderungen derselben durch Schrumpfung hervorrufen und also natürliche Bilder geben; auch gelingt der Nachweis der Gallerte immer, selbst dann noch, wenn Farbstoffe versagen.“

Soviel ich nun aus der Literatur ersehen kann, sind ähnliche Versuche mit marinen Plankton*diatomeen* noch nicht gemacht worden. Das hat mich dazu veranlaßt, die Plankton*diatomeen*, die während der Monate Mai–Juli 1907 den Kieler Hafen bevölkerten, mittelst dieser Methoden zu untersuchen. Es waren das anfangs zur Hauptsache *Sceletonema costatum*, *Thallasothrix nitzschioides*, vereinzelte *Rhizosolenien*, später wurden *Chaetoceras*arten (*Ch. decipiens, boreale, gracile*) und *Coscinodiscus*arten häufiger. Es zeigten sich dabei einzig bei *Chaetoceras decipiens* Gebilde, die von Interesse sind.

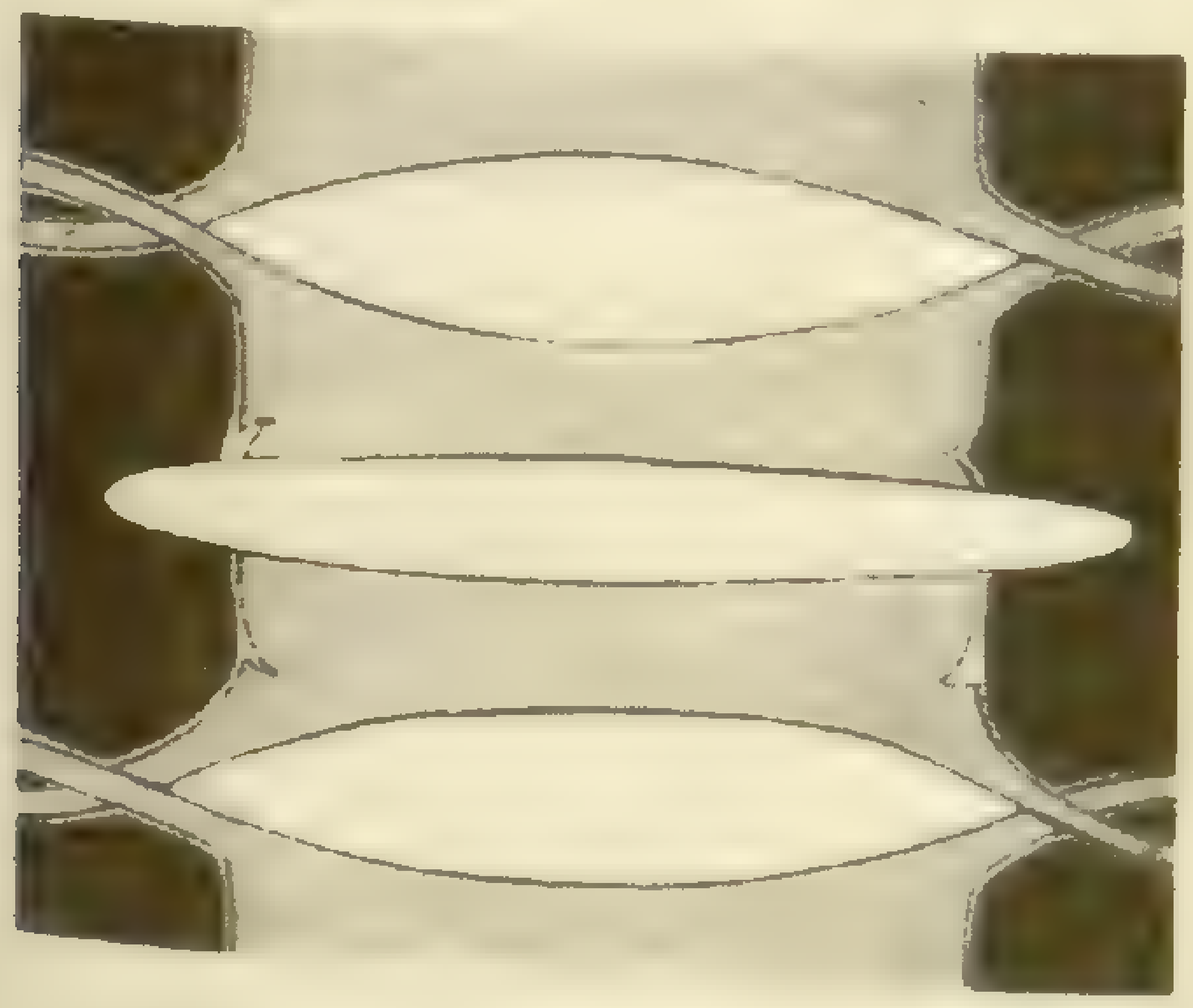
Läßt man zu einem frischen Präparat von *Chaetoceras decipiens* vorsichtig Tusche zufließen, so wird man an einigen Zellen (selten an allen) eine außerhalb des Gürtelbandes gelegene keilförmige Partie hell bleiben sehen (Fig. 1). Bei stärkerem Zufließen bemerkt man, daß sich diese helle Partie ringförmig um das Gürtelband herumlegt (Fig. 2). Nachdem ich diese Beobachtung an Tuschepräparaten gemacht hatte, versuchte ich auch, die anderen von BR. SCHRÖDER u. a. angegebenen Färbemittel (Boraxkarmin, Bismarckbraun, Carbolfuxin usw.). Mit keinem gelang mir der Nachweis. Ich habe auch versucht, konserviertes Material (in Pikrinsäure, Formol, Alkohol) zu untersuchen. Auch diese Versuche mißlangen. Auch bei Material, das länger als einen Tag gestanden war, und wo die Kontraktion des Plasma bereits ziemlich vorgeschritten war, ließ sich nichts mehr nachweisen.

Wofür haben wir diese Gebilde anzusehen? Extramembranöses Plasma scheint mir zum mindesten unwahrscheinlich. Es würde doch mit irgend einem Farbstoff sichtbar gemacht werden können, oder auch irgend eine Struktur zeigen. Also handelt es sich wahrscheinlich um eine Gallertbildung. Wie entsteht diese Gallerte? Ich glaube, wir dürfen den Gedanken, daß es sich um eine Verquellung der äußeren Membranschichten handelt nicht ohne weiteres von der Hand weisen. Wie schon SCHÜTT 1888 nachgewiesen hat, ist das Gürtelband, wie Glühversuche zeigen, lange nicht so stark verkieselt, wie die Schalen und also zu einer derartigen Gallertbildung am besten geeignet. Eine weitere Möglichkeit wäre die, daß die Gallerte durch einen Porus austritt, wie das für *Tabellaria, Brebissonia* und andere Formen nachgewiesen worden ist. Ich habe auf diese Vermutung hin zahlreiche geglühte oder mit Salpetersäure gekochte Schalen nachgesehen, ich konnte jedoch auch bei den stärksten Vergrößerungen keinen Porus wahrnehmen. Eine dritte Vermutung scheint mir am nächsten zu liegen, nämlich ein Austritt der Gallerte zwischen Gürtelband und Schale.

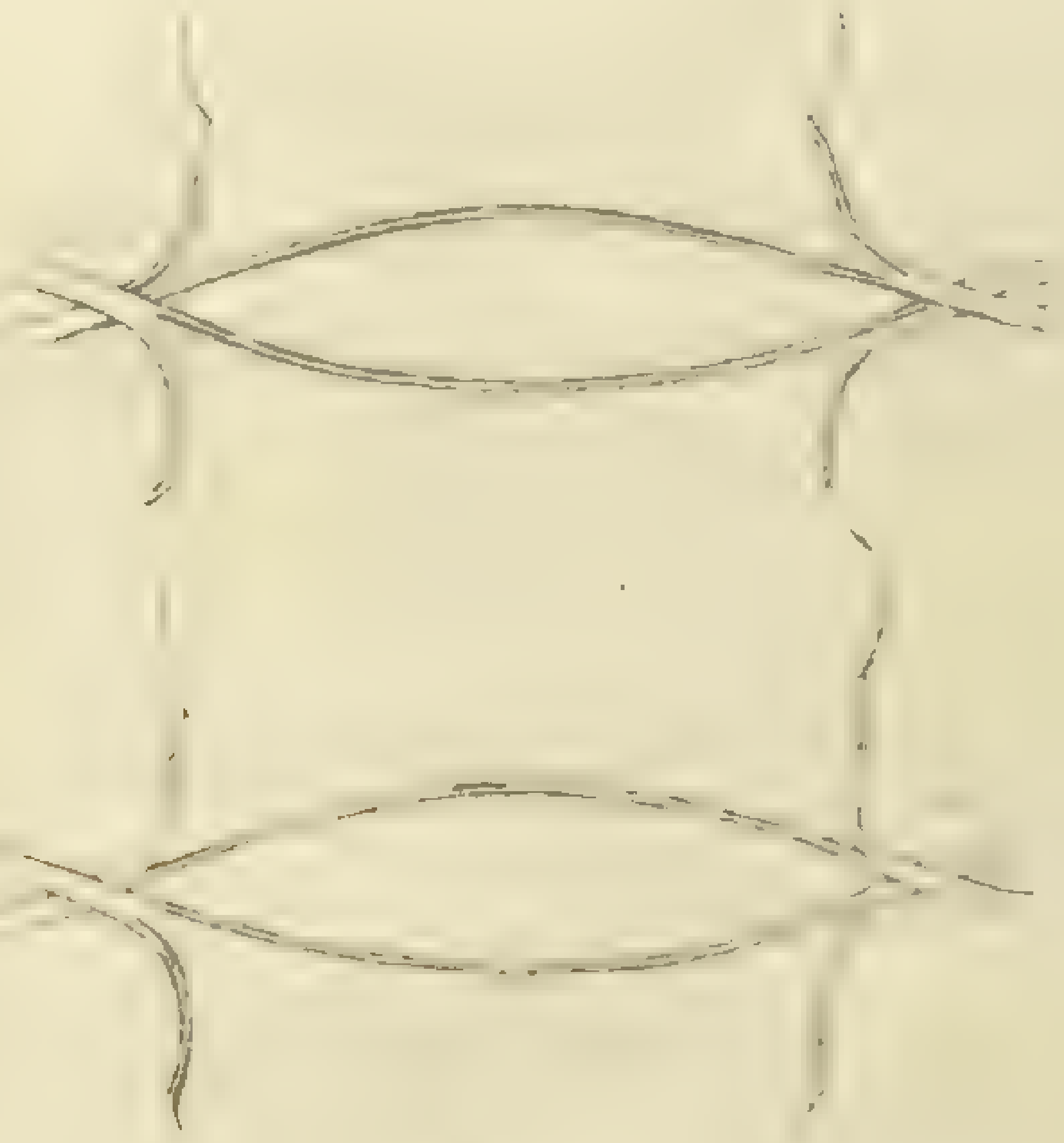
Den Schalenbau einer *Chaetocera*sart hat SCHÜTT im Jahre 1888 in der botanischen Zeitung Nr. 11 sehr zutreffend beschrieben und eine gute Abbildung einer mit Kalilauge auseinander gesprengten Kette gegeben (l. c. Taf. III, Fig. 1). Leider ist bei den späteren Untersuchungen der Schalenbau der *Chaetocera*sarten etwas vernachlässigt worden. Auch ist die SCHÜTT'sche Abbildung in keines der neueren Werke übergegangen. Was GRAN[1]) gelegentlich über die Methoden des Glühens und Kochens mit Salpetersäure sagt: There are, on the one hand, many species, whose siliceous envelope



1



2



3

---

[1]) Den Norske Nordhav-Expedition.

is so thin, that it colapses and becomes unrecognizable after drying and even in the coarser species, the cell wall may undergo change of form, so that the characteristic conditions escape notice“ ist ja gewiß richtig, aber über gewisse Eigentümlichkeiten des Schalenbaus können uns doch wohl nur diese Methoden den nötigen Aufschluß geben. Ich habe mit bestem Erfolg die Methode der Zerstörung des Zellinhalts durch Kalilauge, die schon Schütt gebraucht hat, angewandt. Es zeigten sich dabei ähnliche Bilder (Fig. 3), wie sie von Schütt beschrieben worden sind. Auch hier zeigt sich, daß immer nur eine (die ältere) Schale mit dem Gürtelband in Verbindung bleibt, während die jüngere losgesprengt wird. Und dabei zeigt sich, daß das Gürtelband einen einfachen Hohlzylinder darstellt, während die Schalen an ihrer dem Gürtelband zugekehrten Seite eine starke Einbuchtung zeigen. Der Zusammenhang von Gürtelband und Schale ist also ein sehr loser. Wäre es nun nicht möglich, daß durch eine hier vorhandene, wenn auch minimale, Lücke eine Gallerte austreten würde, die sich nachträglich an die Gürtelbänder legt? Damit wird auch die ringförmige Gestalt, die, wie ich oben gezeigt habe, der Gallerte zukommt, am besten erklärt.

Ich will mich vorläufig noch für keine der erwähnten Erklärungen entscheiden. Dazu wird es nötig sein, daß auch andere Spezies wie *Chaet. decipiens* untersucht werden. Bei den anderen Arten, die gelegentlich im Plankton des Kieler Hafens auftreten, so bei *Ch. boreale* und *constrictum*, zeigte sich nämlich nichts ähnliches. Einzig bei *Ch. gracile* konnte ich einmal eine analoge Erscheinung beobachten. Aber ich kann natürlich dieser vereinzelten Beobachtung keinen allzu großen Wert beimessen. Doch auch bei *Chaet. decipiens* waren nicht alle Exemplare mit einer Gallerte versehen. Bald zeigte sie sich auch stärker, bald schwächer ausgeprägt.

Es bleibt noch die Frage nach der Bedeutung dieser Gallerte. Mir scheint die Deutung als ein Schwebeapparat ziemlich nahe zu liegen. Wir hätten es dann allerdings mit einer bei Planktonalgen einzigartigen Form der Anpassung zu tun, die sich in keines der geläufigen Schemata einreihen läßt. Es ist bis dahin *Chaetoceras* geradezu ein Schulbeispiel für die Erreichung eines großen Formwiderstandes durch Ausbildung von strahligen Fortsätzen gewesen. Und nun soll noch eine zweite Einrichtung zum gleichen Zwecke hinzutreten? Wenn man das Bild eines Fallschirmes hier anwenden darf, so möchte ich die Stacheln mit den Spangen, die Gallerte mit dem ausgespannten Tuch vergleichen. Schwieriger zu erklären dürfte wohl die eigentümliche Lage dieser Gallerte um die Gürtelbänder sein.

Diese Arbeit wurde im botanischen Institut der Universität Kiel gemacht. Herrn Geheimrat REINKE und Herrn Professor BENECKE, die mir die Mittel des Instituts zur Verfügung gestellt haben und mir mit ihrem Rat in freundlichster Weise zur Seite standen, spreche ich meinen besten Dank hierfür aus.

Zitierte Literatur.

SCHRÖDER, BR., Untersuchungen über die Gallertbildungen der Algen. Verh. des nat.-hist.-med. Vereins zu Heidelberg 1902.

SCHÜTT, FR., Über die Diatomaceengattung *Chaetoceras*. Bot. Ztg. 1888.

GRAN, H. H., Diatomaceen in „Nordisches Plankton." Kiel 1905.

GRAN, H. H., Protophyta in „Den Norske Nordhav-Expedition" 1876 bis 1878. Christiania

Figurenerklärung im Text.

19. E. Hannig: Über hygroskopische Bewegungen lebender Blätter bei Eintritt von Frost und Tauwetter.

(Eingegangen am 18. Februar 1908.)

In unseren botanischen Gärten werden eine Anzahl frostbeständiger *Rhododendron*arten gehalten, die im Winter ein sehr auffälliges, auch den Gärtnern bekanntes Verhalten zeigen (BRUNS 1908, 268). Die Blätter dieser Sträucher (*Rh. Himalaya*, *Smirnowii*, *campylocarpum*, *maximum* usw.) sind verhältnismäßig groß (6—14 cm lang, 2—5 cm breit), lederartig, auf der Oberseite glänzend grün, auf der Unterseite teils mit dichtem Haarfilz überzogen (*Rh. Himalaya*, *Smirnowii* usw.), teils unbehaart (*Rh. maximum*). In den wärmeren Jahreszeiten stehen diese Blätter an 1—2 cm langen Blattstielen wagerecht vom Stengel ab. Sobald Frost eintritt sind die Sträucher kaum wiederzuerkennen. Die Blätter hängen nicht nur von allen Zweigen senkrecht herab, sondern sind auch ihrer ganzen Länge nach zu engen geraden Röhren scharf zusammengedreht. Die Pflanzen sehen aus, als seien sie vollständig erfroren, umsomehr als die Blätter auch ihre lebhaft grüne Farbe verloren und mit blassem Grün vertauscht haben. Sobald aber Tauwetter eintritt, stehen alle Zweige wieder wie vor Beginn des Frostes frisch grün da. Auch an klaren Wintertagen kann man sehen, wie die Blätter, die auf der Sonnenseite liegen oder die Blatthälften, die von der Sonne beschienen sind, wieder dunkelgrün gefärbt sind und sich flach ausgebreitet haben. Sobald die Sonne von den Blättern wegrückt, beginnen diese sich wieder zusammenzurollen und herunterzuklappen. Diese Bewegungen kann man auch zu jeder beliebigen Zeit künstlich hervorrufen, wenn man ein Blatt an der Pflanze mit der Hand erwärmt. Nach 1—2 Minuten ist es ausgebreitet und, wieder der kalten Luft überlassen, nach kurzer Zeit von neuem zusammengerollt und heruntergeklappt. Schneidet man ein gerolltes Blatt ab und hält es in der geschlossenen Hand, so ist es nach ebenso kurzer Zeit flach, schneidet man einen Zweig ab und bringt man ihn ins warme Zimmer, so rollen sich zusehends die Blätter auf und richten sich wagerecht in die Höhe. Auch das Einrollen der Blätter kann man künstlich hervorrufen, wenn man sie stark abkühlt (in Glasgefäßen, die durch Kältemischungen auf Temperaturen bis 15° unter Null gehalten wurden, „Kältekammern"). Das Einrollen und Herunterklappen und das Wiederaufstellen und Ausbreiten wiederholt sich so oft, als Frost und Tauwetter eintreten, oder als man künstlich in Kältemischungen abkühlt und wieder auftaut. Merkwürdigerweise gibt es eine Anzahl von *Rhododendron*, bei denen auch bei der stärksten Kälte weder Krümmung des Blattstiels noch Einrollen der Blätter erfolgt (die alpinen *Rhododendren, Rh. ferrugineum, hirsutum, intermedium)*, während andere großblättrige, *Rhododendron ponticum* nur das Herunterklappen der Blätter aufweisen. Es sei aber gleich hier bemerkt, daß gewisse unter dem Namen *ponticum* gehende Arten, die wahrscheinlich Hybriden von *ponticum* mit *maximum, arboreum* u. a. darstellen, eine ebenso scharfe Einrollung zeigen, wie *Rh. Himalaya.*

Man sieht ohne weiteres, daß es sich hier um Bewegungserscheinungen handelt, die durch Temperaturschwankungen hervorgerufen werden. Solche Bewegungen sind schon mehrfach beschrieben und untersucht worden (Literatur s. PFEFFER 1904, II. 75, ferner MILLER-CHRISTY 1900, GANONG 1904). Nur in seltenen Fällen, wie bei den Bewegungen der Blütenstiele von *Anemone stellata* (VÖCHTING 1889) und Stengel von *Mimulus Tillingi* (VÖCHTING 1898), sowie bei den meisten „Schlafbewegungen" handelt es sich um Wachstumsbewegungen, bei denen die Krümmung durch abwechselnde Beschleunigung des Zellwachstums auf der Stengelober- und -unterseite bewirkt wird. In den anderen Beispielen wird die Krümmung im allgemeinen auf Turgorzu- oder -abnahme zurückgeführt. So von MOLL (1880), der das Herabschlagen der immergrünen Blätter von *Aukuba*, *Hedera*, *Rhododendron*, *Euphorbia Lathyris*, *Pinus Strobus* und *excelsior* auf Sinken des Turgors infolge von Eisbildung in den Interzellularräumen („infiltration“) als „Hauptursache, wenn nicht die einzige Ursache“ der Krümmungsbewegung betrachtet. Bei einigen krautartigen Pflanzen (*Androsace lactifolia*, *Cerefolium sativum*, *Aegopodium podagraria*, *Geum urbanum* u. a.) hat WILLE (1884) ein Herabbiegen der Blätter im Herbst bei Temperaturerniedrigung bis gegen 0° beobachtet. Er findet in den Blattstielen der betreffenden Pflanzen auf der Unterseite stärkere Collenchymstränge als auf der Oberseite.

Diese Stränge werden bei wärmerer Witterung zwar beiderseits durch den Turgor des Blattstiel-Parenchyms in Zugspannung gehalten, beim Sinken der Temperatur kontrahieren sich aber die dickeren Collenchymbündel auf der unteren Seite stärker, als die schwächeren oben, so daß sich eine Abwärtskrümmung der Stiele ergeben muß. Ähnliche Blattbewegungen bei Eintritt von strenger Kälte hat JOHOW (1888) an den Blättern der Kurztriebe von *Pinus Strobus* festgestellt. Er teilt aber nur mit, daß es ein besonderer anatomischer Mechanismus sei, der die bei mittlerer Temperatur weit abstehenden Nadeln bei Frost dicht an den Stengel andrückt. Außer Blattbewegungen werden auch Stellungsänderungen bei Zweigen angegeben. GÖPPERT (1830 und 1883), GELEZNOW (1872, vgl. auch bot. Ztg. 1867, S. 383), MILLER-CHRISTI (1900) und GANONG (1904), für die ebenfalls, soweit sie untersucht sind, Turgoränderungen verantwortlich gemacht werden.

Die Rollbewegungen von *Rhododendron* dürfen deshalb ein allgemeineres Interesse beanspruchen, weil sie, meines Wissens zum erstenmal, ein Beispiel für hygroskopische Bewegungen an lebenden Geweben bieten. Genauer untersucht wurde nur *Rh. Himalaya*, zum Vergleich herangezogen *Rh. Smirnowii*, *campylocarpum*, *ponticum* und nicht näher bestimmbare Hybriden von *Rh. ponticum*.

Zunächst handelt es sich darum, genauer festzustellen, ob die Krümmungsbewegungen mit dem Gefrieren der Gewebe in Zusammenhang stehen. Mit Hilfe von Kältemischungen läßt sich das leicht ermitteln. Es wurden in Kältekammern von —2° C aufsteigend bis 0° gefrorene Blätter eingelegt und gefunden, daß erst in schmelzendem Schnee, also bei 0°, die Blätter anfangen, sich aufzurollen. Bei der Ungenauigkeit der Methode (MEZ, 1905) muß es dahingestellt bleiben, ob das Aufrollen bei 0° oder, was nach MÜLLER-THURGAUs Beobachtungen wahrscheinlicher ist (MÜLLER-THURGAU 1880, 177 und 180), etwas unter 0° stattfindet. Es war zu erwarten, daß umgekehrt das Einkrümmen der Blattspreiten nicht sofort mit dem Sinken der Temperatur unter 0° beginnen werde, da, wie ebenfalls MÜLLER-THURGAU (1880, 145 u. 1886) durch sorgfältige Untersuchungen festgestellt hat, die Eisbildung erst bei Überkältung der Pflanzenteile (auf ca. —1,0° bis —6,5°) beginnt. Das hängt einerseits mit dem den Gefrierpunkt herabdrückenden Salzgehalt des Zellwassers, andererseits mit der in gleichem Sinne wirkenden molekularen Anziehung zwischen dem Wasser und den Flächen der kapillaren Zellhäute zusammen. Bei *Rh. Himalaya*, die in Kältekammern auf 0°, – 0,5, —1,5, —2° abgekühlt wurde, setzte das Einrollen erst bei —2° C ein. Es nimmt bei stärkerem Frost bis zu einem nicht näher bestimmten Grade zu, was gleichfalls mit MÜLLER-THURGAUs Untersuchungen übereinstimmt (MÜLLER-THURGAU 1880). Wenn schon aus diesen Beobachtungen hervorgeht, daß das Aufrollen und Aufrichten der Blätter mit dem Auftauen des Eises in dem Gewebe zusammenfällt, und ebenso das Einrollen mit der Eisbildung, so konnte das auch noch mikroskopisch bestätigt werden. Die Beobachtung, die im Freien oder im Zimmer bei Temperaturen unter 0° mit abgekühlten Instrumenten ausgeführt werden mußte, ergab, daß eben aufgerollte Blätter kein Eis mehr enthielten, während die eingekrümmten (besonders an Flächenschnitten) die Eisbildung in den Interzellularräumen und bei den lückenlos aneinanderschließenden Epidermiszellen in dem Zellraum selbst erkennen ließen, womit auch die blasse Färbung der gefrorenen Blätter im Zusammenhang steht (MOLL, 1880). Ob im Inneren des Schwamm- und Pallisadenparenchyms Eis gebildet war, wurde, da es sich nicht ohne weiteres feststellen ließ, und für die vorliegende Frage ohne Bedeutung ist, nicht besonders untersucht. Mag das Eis sich innerhalb oder außerhalb der Zelle bilden, dem Zellsaft wird dadurch Wasser entzogen und die Turgorspannung zuerst vermindert, beim Fortschreiten der Eisbildung ganz aufgehoben werden. Da nun in dem streng bilateral gebauten Blatt das sehr weitmaschige Schwammparenchym sich bei Aufhebung der Turgorspannung stärker zusammenziehen muß als das dichte Pallisadenparenchym, und da es bei der Krümmung nur darauf ankommt, daß die Unterseite sich stärker verkürzt als die Oberseite, so schien damit die Krümmung des Blattes durch die Turgoränderung genügend aufgeklärt. Es war nur weiter, um festzustellen ob die Blattoberseite bei der Krümmung aktiv beteiligt ist oder nicht, nötig, durch Messung das Verhalten des Epidermisgewebes beim Gefrieren zu untersuchen. Die Messungen, die besonders vorsichtig vorgenommen werden müssen, da es sich nur um sehr kleine Differenzen handeln konnte, wurden mit Hilfe des PFEFFER'schen Horizontalmikroskops und einer besonderen, feinen Einstellvorrichtung für das Objekt (Stativ ohne Tubus mit drehbarem Objekttisch und Objektführungsapparat) ausgeführt. Es wurden auf die Blätter mit weißer Farbe Marken im Abstand von 1 bis 2 mm aufgetragen und die so markierten Blätter zuerst bei einer Temperatur von ungefähr 2° unter Null, nachher im warmen Zimmer gemessen. Obgleich die Einrollung bei so geringer Kälte verhältnismäßig schwach ist — sie wurde absichtlich so gewählt, damit die Differenz zwischen Bogen und Sehne ausgeschaltet werden konnte —; ließ sich bei der Epidermis der Blattoberseite eine Kontraktion von 0,4—1 pCt. erkennen. Bei größerer Kälte würde die Zusammenziehung wahrscheinlich größer ausgefallen sein. Die gefundenen Zahlen zeigen aber auf jeden Fall, daß die Epidermis sich nicht ausdehnt, was ja bei der Eisbildung innerhalb der Zellen immerhin möglich gewesen wäre, sondern mehr oder weniger zusammenzieht. Eine starke Kontraktion war bei dem Bau des Hautgewebes auf der Oberseite des Blattes von vornherein nicht zu erwarten. Dasselbe wird nämlich bei *Rh. Himalaya* aus einer niedrigen Epidermis und zwei hohen Hypodermschichten gebildet[1]). Alle drei Gewebe bestehen aus lückenlos aneinanderschließenden Zellen mit sehr dicken Cellulosewandungen. Dazu kommt noch, daß die Epidermisaußenwand besonders stark verdickt und mit einer Wachsschicht und einer sehr dicken Cuticula versehen ist. Die Größe dieser Kontraktion kommt aber im Prinzip für die Krümmung gar nicht in Betracht, es genügt die Feststellung, daß die Oberseite sich nicht ausdehnt, daß sie also bei der Krümmung der Blattspreite nicht aktiv beteiligt ist. Eine Messung der Blattunterseite, die wegen der Einrollung kaum ausführbar wäre, konnte unterbleiben; denn wenn die Blattoberseite sich zusammenzieht, kann eine Einrollung nach unten nur durch eine stärkere Kontraktion der Unterseite bewirkt werden. Diese Kontraktion braucht freilich, wie sich leicht berechnen läßt, nicht viel energischer zu sein. Wenn man den Durchmesser eines stark gerollten *Himalaya*blattes zu 0,7 cm setzt, dann ist bei einer Dicke des Blattes von 0,4 mm der Umfang der äußeren Epidermis 219,9, der der unteren Epidermis 217,4, was ungefähr einer um 0,9 pCt. stärkeren Zusammenziehung der Unterseite entspräche. Diese ist umso leichter zu verstehen, als die Epidermis der Blattunterseite im Vergleich zu der der Blattoberseite der Kontraktion beim Gefrieren einen sehr viel geringeren Widerstand entgegensetzt, denn die untere Epidermis besteht nicht nur aus zartwandigen Zellen, es fehlen auch die Hypodermschichten und die starke Cuticula.

---

[1]) Von BREITFELD (1888), SOLEREDER (1899) wird zwar die Epidermis der *Rhododendreae* als „mehrschichtig“ bezeichnet, entwicklungsgeschichtliche Untersuchungen scheinen aber nicht vorzuliegen, und nach der Anordnung der zweiten und dritten Zellschichten scheint es ausgeschlossen, daß sie durch Teilung der Epidermis entstanden sind, so daß die Bezeichnung derselben als Hypoderma (PFITZER 1982, 16, de BARY 1877, 31) bis auf weiteres vorzuziehen ist.

Trotzdem haben die Krümmungsbewegungen mit Turgoränderungen direkt nichts zu tun. Als nämlich in den Blättern und Blattstielen zur Kontrollierung dieser Auffassung der Turgor aufgehoben wurde, zeigte sich, daß keinerlei Krümmung auftrat. Die Aufhebung der Turgorspannung geschah auf verschiedene Weise. In ein großes Gefäß mit 6 pCt. Salpeterlösung wurden ganze Zweige, einzelne Blätter, durchschnittene Blätter und quer ausgeschnittene Blattstreifen eingelegt, ferner wurden Glastuben mit 6 pCt. Salpeterlösung gefüllt, mit dünner Korkplatte abgeschlossen, die Stiele abgeschnittener Zweige und Blätter eingeführt und der Verschluß dicht gemacht. Weiter dienten feuchte Kammern, deren Luft mit Äther- oder Chloroformdämpfen gesättigt war, zur Aufhebung des Turgors. Schließlich konnten Blätter und Zweige in heißem Wasser oder heißem Dampf abgetötet und im Dampf gesättigter Luft abgekühlt werden, alles, ohne daß eine Krümmung der Blätter oder Blattstiele erfolgte. Da bei andauernder Plasmolyse und Narkotisierung ebenso wie beim Erhitzen die Zellen schließlich absterben, so ergibt sich schon daraus, daß die Aufhebung der Turgorspannung unter gleichzeitiger Abtötung die Krümmungsbewegung nicht herbeiführt.

Es ist zwar kaum denkbar, daß die Krümmungsbewegung durch eine nicht mit Turgeszenz zusammenhängende besondere Lebensäußerung bedingt würde, immerhin ließ sich noch zeigen, daß bei narkotisierten und bei toten Blättern, solange sie genügend Wasser enthalten, das Auf- und Zurollen ebenso vor sich geht, wie bei lebenden. Wenn narkotisierte Blätter oder Blätter, die längere Zeit (8 Tage) in Salpeterlösung gelegen oder mit Alkohol oder Äther abgetötet und dann mit Wasser ausgelaugt waren, in Kältekammern gebracht wurden, rollten sie ebenso scharf zusammen, wie lebende und breiteten sich beim Erwärmen auch wieder ebenso aus. Es bleibt also nur die Möglichkeit, daß die Gewebeverkürzungen und Ausdehnungen, welche die Krümmung herbeiführen, unabhängig von Turgor und anderen Lebenserscheinungen der Zelle stattfinden. Sie müssen demnach auf Größenänderungen der toten Membran beruhen und diese können nur durch Quellung oder Entquellung zustande kommen. Tatsächlich ließ sich auch durch eine größere Reihe verschiedenartiger Versuche dartun, daß die Blätter bei Wasserabgabe, also beim Austrocknen der Membranen, einrollen und bei Aufnahme vom Wasser sich wieder flach ausbreiten:

Frisch abgeschnittene Blätter fangen in warmer, trockener Luft bald an, von den Rändern her einzurollen, desgleichen Blätter an abgeschnittenen Zweigen. Bleiben die Blätter längere Zeit liegen, so sind sie ebenso stark und regelmäßig eingerollt und heruntergeklappt, wie lebende Blätter bei strengem Frost. Läßt man Zweige mit dem Stiel im Wasser stehen, so bleiben die Blätter tagelang flach und rollen offenbar erst ein, wenn die Leitungsbahnen in den Stengeln verstopft und die Blätter von Wasserzufuhr abgeschnitten sind. Die Blätter und Blattstiele zeigen aber überhaupt keine Einkrümmung, solange sie (bis 5 Wochen) in feuchter Kammer liegen. Blätter, die in absolutem Alkohol oder Äther fixiert waren, rollen an der Luft zu noch engeren Röhren als gewöhnliche lufttrockne Blätter zusammen. Werden solche eingerollten Blätter in Wasser (von Zimmertemperatur) eingelegt, so breiten sie sich nach 2—3 Tagen wieder vollständig aus. In Wasser gekocht rollen sie oft sofort auf, mindestens nach wenigen Minuten Kochens. Sehr auffällig ist, daß die Blätter, wenn sie aus siedendem Wasser an die Luft gebracht werden, fast augenblicklich sich wieder einkrümmen. Das Einrollen hängt dann aber nur zum Teil mit der Abgabe von Wasser zusammen, zum anderen Teil mit der Abkühlung. Denn bringt man Blätter aus siedendem Wasser sofort in kaltes, dann krümmen sie sich bei weitem nicht mehr so stark, wie wenn sie in der Luft abkühlen. Ferner bleiben Blätter, die mittels Ätherdampf oder Chloroform in feuchter Luft abgetötet sind, solange sie in Wasserdampf gesättigtem Raum gehalten werden, flach ausgebreitet, während sie in trockner Luft schnell zusammenrollen. Von besonderem Interesse ist, daß frische Blätter, die in gesättigte Chlorammonium- oder Rohrzuckerlösung eingelegt wurden, sich nach ca. 24 Stunden beträchtlich eingerollt hatten, daß also eine Salzlösung imstande war, aus Zellhäuten Quellwasser zu entziehen. Andererseits vermag absoluter Alkohol keine genügende Kontraktion der Membran hervorzurufen, scheint vielmehr, wie aus verschiedenartigen hier nicht näher anzuführenden Beobachtungen hervorgeht, selbst eine geringe Quellung der Membran bewirken zu können.

Schließlich sei noch angeführt, daß die Blätter aller Pflanzen, die beim Frost nicht einrollen, *Rhododendron ponticum*, *Rh. ferrugineum hirsutum*, *Daphne Laureola* usw., auch beim Trocknen an der Luft keine Röhren bilden.

Es erhebt sich nun die Frage, wie man sich den Vorgang der Entquellung beim Gefrieren, der sich natürlich nicht direkt beobachten läßt, der aber als Tatsache feststeht, vorzustellen hat. Die allgemein angenommene Anschauung von dem Vorgang der Eisbildung in dem Gewebe (SACHS 1860, 12, PFEFFER 1904, 308, MÜLLER-THURGAU 1880, 147) will ich mit den Worten MÜLLER-THURGAU's hier wiedergeben: „Eine Überlegung an der Hand physikalischer Gesetze ergibt, daß die Wasserschicht, welche die Zellwände nach außen bekleidet, mächtiger sein muß, als die zwischen den Micellen selbst befindlichen Schichten, und es ist also auch erklärlich, daß in der Oberflächenschicht schon bei einer Temperatur das Wasser erstarrt, die noch nicht hinreicht, das in der Zellhaut selbst befindliche Wasser zum Gefrieren zu bringen. Denn je enger die Kapillarräume resp. je dünner die Wasserschicht, desto weiter geht die Überkältung. Ist aber erst einmal in der Oberflächenschicht Eis gebildet, so steigt ja die Temperatur des ganzen Gewebes und es kommt also gar nicht zu einer Eisbildung zwischen den Teilchen der Zellwand. Auch in der in Rede stehenden die Zellhäute nach außen bekleidenden Wasserschicht, wo nach dem Vorhergehenden das erste Eis sich bildet, wird im ersten Moment des Erstarrens nicht sämtliches Wasser gefrieren, es werden vielmehr die zunächst an diese Zellen grenzenden am stärksten festgehaltenen Wasserteilchen noch flüssig bleiben; mit anderen Worten zwischen dem Eis und der gebildeten Zellwand bleibt eine sehr dünne Wasserschicht. In diese strömen nun sogleich aus den Micellarinterstitien neue Wasserteilchen, die äußersten schließen an die bereits vorhandenen Eiskristalle an, dadurch wird die Wasserschicht wieder dünner, aus der Zellhaut tritt von neuem Wasser hinzu usw. Die einmal gebildeten Eiskristalle wirken in dem überkälteten Gewebe gleichsam als Anziehungszentrum. Nicht allein aus den angrenzenden Zellhäuten, sondern auch aus entfernteren und ebenso aus den Zellinhalten wandert ein Teil des Wassers nach diesen Kristallisationszentren hin.“ (Vgl. dazu auch MEZ 1905, 103.) Alle Autoren sprechen nun nur davon, daß der Zellsaft durch die Eisbildung entwässert werde (vgl. PFEFFER l. c. 308). Wenn die Eisbildung fortdauert, muß aber auch die

Zellmembran unter ihrem gewöhnlichen Wassergehalt ausgetrocknet werden; denn bei der Eisbildung in den Interzellularräumen wird zuerst dem Zellsaft soviel Wasser entzogen, daß die Turgorspannung aufhört und der Protoplasmaschlauch der Zellmembranen nicht mehr angepreßt ist, sondern ihr nur noch anliegt. Wenn dann die Wasseranziehung von dem Intercellularraum aus weiter fortdauert, so wird zuerst[1]) das der Membran entzogene Wasser von der Berührungsfläche des Protoplasmaschlauchs wieder ersetzt werden, dieser muß sich zusammenziehen und sich dabei von der Zellhaut nach innen zu abheben; wenn dann vom Intercellulareis der Zellmembran weiter Wasser entzogen wird, kann dieses Wasser zunächst nicht aus dem Protoplasmaschlauch nachfließen; die Zellmembran wird also unter ihren normalen Quellungsgehalt entwässert werden; sie schrumpft infolgedessen zusammen, bis sie wieder mit dem Protoplasmaschlauch in Kontakt kommt und dann wiederholt sich das Spiel von neuem. Der Vorgang wird natürlich nicht sprungweise, sondern stetig und außerdem sehr schnell (MÜLLER-THURGAU 1880, 148) vorgesehen und eine Abhebung des Protoplasmaschlauchs, die ja überhaupt nur eine ganz minimale sein könnte, nicht zur Beobachtung gelangen. Daß diese Auffassung richtig ist, läßt sich noch experimentell stützen. Wenn man nämlich frische Zweige von *Rhododendron* in warmer Zimmerluft (18° C) eine Zeitlang stehen läßt, dann rollen sich die Spreiten zusammen. Bringt man die Zweige in Wasser, so gehen die Spreiten nach kurzer Zeit wieder auseinander. Da nun aber beim Plasmolysieren mit Salpeterlösung oder Äther die Blattspreiten nicht einrollen, so muß hier eine Entwässerung der Zellhäute am lebenden Gewebe stattgefunden haben. Untersucht man an Flächenschnitten durch das Schwammparenchym die Zellen der eingerollten Blätter mikroskopisch, so zeigt sich, daß die Protoplasmaschläuche überall den Zellhäuten noch dicht anliegen. Auch an Tangentialschnitten durch gefrorene Blätter konnte niemals eine Abhebung des Protoplasmaschlauches oder eine Schrumpfelung der Zellhäute beobachtet werden. Bei dem an der Luft stark austrocknenden Blatt, dessen Zellen allmählich absterben, tritt aber mit der Zeit eine Veränderung insofern ein, als der Zellinhalt gänzlich entwässert wird und nun auch die Zellmembranen infolge weitgehender Austrocknung stark zusammenschrumpfen.

---

[1]) Von einer Änderung der Imbitionsfähigkeit infolge der Aufhebung der Zugspannung der Membran (HOFMEISTER 1867, PFEFFER, Osmot. Unters. 1877, 217) kann hier abgesehen werden.

Der entgegengesetzte Vorgang, das Wiederaufquellen der Zellhäute bei Tauen des Interzellulareises, ist sehr viel einfacher. Das Interzellulareis besteht aus reinem Wasser (Ostwald 1891, 742, Molisch 1897), wird also bei 0° auftauen und sofort von den Zellhäuten aufgenommen bzw. an den Protoplasten weitergegeben werden, so daß gleichzeitig der Turgor und der normale Quellungszustand der Membran wieder hergestellt werden.

Die Wasserveränderungen in den Zellhäuten sind somit die Hauptursachen für die in Rede stehende Bewegungserscheinung. Es bedarf nur noch einiger Worte zur Erläuterung des Mechanismus der Krümmung. Schon oben ist hervorgehoben worden, daß beim Gefrieren des Blattes die Blattoberseite eine Verkürzung in der Querrichtung erfährt, daß also die Blattunterseite bei der Krümmung der aktive Teil sein muß, und es ist weiter gezeigt worden, daß sich das mit dem Bau des Blattes gut in Einklang bringen läßt, da das lockere Schwammparenchym der Blattunterseite stärker kontrahierbar sein müsse als das Palissadenparenchym und die derbe Epi- und Hypodermis der Oberseite. Auch direkte Beobachtungen unter dem Mikroskop bestätigen das; denn an gefrorenen Epidermisschnitten der Oberseite konnten bei Zusatz von Wasser keine sicheren Veränderungen festgestellt werden, während bei Gefrierschnitten durch das Schwammparenchym die Gewebe sich um 2—6 pCt. ausdehnten. Ebenso zeigten Flächenschnitte durch ein welkes, aber noch weiches Blatt in der oberen Epidermis bei Wasserzusatz eine Ausdehnung um 1,3 pCt., im Palissadenparenchym um 9,5 pCt., im Schwammparenchym um 18,8 pCt. und in der unteren Epidermis um 7,1 pCt. Das gegenseitige Verhalten der verschiedenen Gewebehäute konnte noch weiter auf folgende Weise demonstriert werden. Es wurden aus frischen Blättern schmale Streifen ausgeschnitten und teils mit dem Rasiermesser, teils mit Hilfe des Mikrotoms tangential gespalten. Bringt man diese Streifen sofort von dem Messer in Leitungswasser, so bleiben sie gerade oder krümmen sich höchstens eine Spur nach der Epidermisseite ein. Wesentliche Gewebespannungen sind also nicht vorhanden. In 6 pCt. Salpeterlösung bleiben die Streifen vollständig gerade, es treten also auch hier durch Aufhebung der Turgorspannung keine Krümmungen ein. Läßt man dagegen die Streifen an der Luft liegen, wo durch die Verdunstung nicht nur die Turgorspannung aufgehoben, sondern auch die Zellhäute selbst ausgetrocknet werden, so rollen sich die Streifen in kürzester Zeit nach der Schnittfläche zu ein. Daraus geht hervor, daß beiderseits die Epidermis beim Austrocknen der Membranen sich weniger verkürzt, als die inneren Blattgewebe. Schneidet man von einem Blattstreifen die obere und die untere Epidermis ab, so erfolgt die Einrollung nach unten, ein Zeichen, daß das Schwammparenchym die bedeutendere Kontraktion erfährt. Sogar Epidermisstreifen der Blattoberseite allein oder Epidermis mit den darunterliegenden Hypodermisschichten krümmen sich nach der Schnittfläche, woraus hervorgeht, daß die dicke Cuticularschicht der Oberseite der Kontraktion einen besonders großen Widerstand entgegengesetzt. Bei dem scharfen Gegensatz von Schwammparenchym und Palissadenparenchym einerseits und ferner zarter Epidermis unten, derber Oberhaut oben an den Blättern von *Rhododendron Himalaya* versteht sich für diese nach dem Gesagten die Einrollung nach unten ohne weiteres. Der Mechanismus der Krümmung ist aber damit noch nicht ganz aufgeklärt. Denn da in dem Bau des Kontraktionsgewebes keinerlei Unterschied zwischen Längs- und Querachse des Blattes hervortritt, muß es verwundern, daß die Blattspreite sich stets regelmäßig der Quere nach einrollt und keine Längskrümmung erkennen läßt. Es liegt nahe, die Hauptrippe des Blattes, die ziemlich stark ausgeprägt ist, dafür verantwortlich zu machen. Schneidet man an einem Blatt die beiden Spreitenhälften von der Hauptrippe ab und läßt die Hauptrippe an trockener Luft liegen, so biegt sie sich in der Tat kaum der Länge nach ein, sie wird also einer Längskrümmung der Blattspreite Widerstand entgegensetzen. Das wird der Hauptgrund für die Quereinrollung der Blattspreiten sein, denn die abgeschnittenen Spreitenhälften rollen sich meistens schraubenförmig ein (ausnahmsweise allerdings auch in regelmäßiger Weise nur quer). Bei der schraubenförmigen Einrollung wirken also Längs- und Querkrümmung zusammen. Es zeigt sich denn auch, daß schmale Streifen, die in Längsrichtung zwischen den Seitennerven ausgeschnitten werden, sich ebenso einbiegen, wie in Querrichtung herausgeschnittene. Bei der Einrollung kommt nun weiter nur noch eine Hemmung der Krümmung durch die Seitennerven in Betracht. Schneidet man aus einem Blatt Spreitenstücke so heraus, daß nur der Hauptnerv mit den Seitennerven erster Ordnung stehen bleibt und aus einem anderen Blatt so, daß statt der Seitennerven gleich schmale und gleich gerichtete nervenlose Spreitenteile übrig sind, dann krümmen sich die richtigen Seitennerven zwar ebenfalls ein, aber sehr viel langsamer und sehr viel schwächer als die falschen, die ihrerseits sich stärker einrollen als die Spreite des intakten Blattes.

Auch die Krümmung des Blattstieles bedarf noch einiger Erläuterung. Das Blattstielgewebe zeigt bei *Rhododendron* auf der Oberseite und auf der Unterseite im Querschnitt das gleiche großmaschige Parenchym, das nur im Längsschnitt auf der Oberseite dichter erscheint. Das rinnenförmig eingebogene Gefäßbündel liegt aber in der oberen Hälfte des Querschnitts, so daß auch bei gleich starker Kontraktion der oberen und unteren Zellen die Oberseite durch das Gefäßbündel in der Zusammenziehung gehemmt wird und der Stiel sich nach unten krümmen muß. Daß zur Bewirkung dieser Krümmung die Aufhebung der Turgorspannung nicht ausreicht, wurde schon bei Gelegenheit der Plasmolyse- und Ätherisierungsversuche erwähnt. Es sei hier nur noch hinzugefügt, daß bei der Untersuchung der Blattstielkrümmung der Versuch etwas abgeändert werden mußte. Wenn man nämlich die Zweige aufrecht in ein Gefäß mit Salpeterlösung stellt, so werden die Blätter wegen des Luftgehalts der Interzellularen durch Auftrieb nach oben gedrückt. Eine Krümmungsbewegung der Blattstiele würde also diesen Druck zu überwinden haben. Deshalb war es zweckmäßiger, die Zweige umgekehrt in dem Gefäß aufzustellen, so daß der Auftrieb sich zu der Wirkung der Turgoränderung addieren mußte. Trotzdem trat in keinem Falle eine Einkrümmung der Blattstiele ein. Die Blätter bogen sich dagegen nach unten, wenn die Zweige an trockner Luft stehen blieben und stellten sich nach längerem Liegen im Wasser wieder horizontal. Die Ursache der Krümmung ist also wie bei dem Einrollen der Spreiten in der Austrocknung der Zellhäute zu suchen. Diese Austrocknung wirkt jedoch in natura nicht allein, sondern es kommt als zweites Moment noch die Schwere der verhältnismäßig großen Blätter hinzu. Stellt man Zweige in einer Kältekammer oder, nach Verschluß der Schnittflächen, bei Frost im Freien umgekehrt auf, so krümmen sich die Blattstiele meistens nicht nach der morphologischen Unterseite, sondern, wenn auch weniger stark, nach der entgegengesetzten Richtung. Das Gleiche findet statt, wenn man Zweige an trockner Luft umgekehrt aufstellt. In beiden Fällen bewegen sich aber nur die großen Blätter nach unten (physikalisch), wogegen die kleinen in der gewöhnlichen Weise nach „oben“, also nach der morphologischen Unterseite biegen.

Während sich so der Mechanismus der Krümmung für die Blätter der rollenden *Rhododendron*arten ziemlich genau verfolgen ließ, war es nicht möglich, eine befriedigende Erklärung dafür zu geben, daß die Blätter der anderen *Rhododendren* und großblättrigen wintergrünen Pflanzen sich beim Gefrieren nicht einkrümmen, denn Eisbildung und infolgedessen Entquellung der Membranen findet hier ebenso statt, wie bei *Rhododendron Himalaya,* was schon daraus hervorgeht, daß diese Blätter steif und brüchig gefroren sind. Es wäre ja zur Einkrümmung keine besonders starke Kontraktion nötig, sondern nur eine stärkere Verkürzung der Unter- als der Oberseite. Beim Vergleich der rollenden *Rhododendren* mit den alpinen nicht rollenden schien das Ausbleiben dieser Differenz zwischen Ober- und Unterseite begreiflich, denn während bei *Rhododendron Himalaya* der Gegensatz zwischen Schwammparenchym und Pallisadenparenchym und oberer und unterer Epidermis sehr ausgesprochen ist, fehlt er sozusagen ganz bei *Rhododendron ferrugineum,* wo das Palissadenparenchym allmählich in das sehr dichte Schwammparenchym übergeht und die untere Epidermis fast ebenso derb ausgebildet ist wie die obere. Aber schon der Vergleich zwischen rollenden und nicht rollenden Hybriden von *Rhododendron ponticum* zeigte, daß diese anatomischen Unterschiede nicht maßgebend sein können, denn Schwamm- und Palissadenparenchym sind hier in beiden Fällen gleichmäßig ausgebildet und außerdem die Epidermen der Blattunterseite bei rollenden und nicht rollenden Blättern bald schwach bald stark verdickt. Auch besitzen die Blätter von *Aucuba* und *Daphne Laureola,* die bei Frost und beim Eintrocknen sich nur sehr wenig einkrümmen, ein besonders weitmaschiges und im Verhältnis zum Gesamtquerschnitt großes Schwammparenchym. Da also weder das eigentliche Kontraktionsgewebe (Schwammparenchym) fehlt, noch ein besonders stark hemmendes Gewebe auf der Blattunterseite vorhanden ist, so muß es einstweilen dahingestellt bleiben, weshalb bei diesen wintergrünen Blättern die stärkere Kontraktion auf der Blattunterseite unterbleibt oder nicht zur Geltung kommt.

Die Bedeutung, welche die Krümmungsbewegungen für die winterharten Pflanzen haben, darf nicht zu hoch angeschlagen werden. Es handelt sich um dreierlei, erstens um Schutz gegen Schneedruck, zweitens um Schutz gegen allzu starke Ausstrahlung und drittens um Herabsetzung der Transpiration. Schneebruch könnte deshalb ev. eintreten, weil Blätter und Blattstiele bei strengem Frost so stark gefroren sind, daß sie wie dürres Holz brechen. Unter der Schneelast könnten also leicht die Blattstiele abgeknickt werden, wenn die Blätter mit flacher Spreite horizontal ausgebreitet den Schnee auffangen müßten. Durch das Herabbiegen wird das verhindert; die Einkrümmung der Spreiten spielt aber dabei keine Rolle. Die Herabsetzung der Ausstrahlung an klaren kalten Wintertagen läßt sich leider nicht gut zahlenmäßig festlegen. Daß sie aber bei den heruntergeklappten und eingerollten Blättern bedeutend vermindert werden muß, folgt daraus, daß die horizontal stehenden ausgebreiteten Blätter als Abkühlungsfläche nach oben den kalten Himmel gegenüberstehen haben, nach unten den im allgemeinen sehr viel weniger kalten Erdboden; die herabhängenden und eingerollten Blätter dagegen strahlen mit der Oberseite gegen die benachbarten Blätter oder Sträucher oder andere Gegenstände in der dunstigen unteren Atmosphäre aus, und außerdem ist die Ausstrahlung auf der Blattunterseite durch die Einrollung so gut wie aufgehoben. Auch die Transpirationshemmung durch das Einrollen und Herunterklappen der Blätter wird wenig ins Gewicht fallen. Es konnte zwar an abgeschnittenen in Wasser stehenden Zweigen, die mit dünnen Fäden so gebunden waren, daß die Blätter gerollt senkrecht nach unten standen, gezeigt werden, daß in einem warmen Raum frische Blätter im Mittel pro cm^2 14,4 pCt. (19,5 pCt., 12,5 pCt., 11,1 pCt.) Wasser weniger verloren als solche, deren Zweige flach und wagerecht standen. Aber an gefrorenen Blättern ist die Transpiration überhaupt so stark heruntergedrückt, daß bei abgeschnittenen Zweigen, deren Schnittfläche verschlossen war und die mittels Pappklammern und Fäden in ausgebreiteter wagerechter Stellung gehalten waren, sich kein Unterschied gegenüber normalen rollenden und herunterklappenden Blättern zeigen ließ (das eine Mal bei beiden Zweigen 0,2, das andere Mal 0,50 gegen 0,55 g Wasserverlust). Dazu kommt noch, daß, wenn an kalten Wintertagen der Sonnenschein die Transpiration der Blätter fördert, während die Wasseraufnahme aus dem gefrorenen Boden unmöglich ist, ein Schutz gegen Wasserverlust für die Blätter also vorteilhaft wäre, daß gerade dann die Hemmung der Transpiration durch das Verhalten der Rollblätter beim Erwärmen unmöglich gemacht wird, da ja die Blätter unter der Einwirkung der Sonnenwärme sich sofort ausbreiten und aufrichten. Daß die Schädigung nicht sehr groß wäre, wenn Rollung und Herunterklappen unterbliebe, wurde schließlich noch dadurch bewiesen, daß einige Zweige eines im Freien stehenden Strauches von *Rhododendron Smirnowii* mit je 12 bis 15 Blättern mit Hilfe von Pappklammern so gestützt wurden, daß die Blätter auch bei Frost horizontal ausgebreitet waren. Trotzdem die Zweige 4 Wochen bei zum Teil sehr starkem Frost und mehrmaligem Tauwetter stehen blieben, zeigten sie keinerlei Schädigung.

Wenn somit auch die Blattbewegungen biologisch nichts Besonderes bieten, so sind sie doch theoretisch von allgemeinerer Bedeutung. Denn sie werfen ein Licht auf Wasserbewegungen in der Zellenmembran, die Bewegungen veranlassen können und bisher wenig beachtet worden sind, (vgl. HOFMEISTER 1867, 278). Diese Bewegungen von Imbibitionswasser schließen sich an die Aufhebung der Turgorspannung unmittelbar an und sind eine notwendige Folge der fortschreitenden Entwässerung der Zelle als Ganzes. Wird diese Entwässerung der Zelle durch Eisbildung im Gewebe verursacht, dann ist von vornherein auch eine Entquellung und somit Verkürzung der Zellhaut möglich und bei weitgehender Eisbildung notwendig. Es ist daher auch wahrscheinlich, daß in den sonst noch bekannt gewordenen Bewegungen von gefrierenden Pflanzenorganen solche hygroskopischen Verkürzungen bzw. Ausdehnungen von Membranen lebender oder toter Zellen mit in Betracht kommen Das wird vor allem für die von GANONG (l. c.) beschriebenen Zweigbewegungen gelten, da, wie schon JOST (1908, 86, u. Ref. bot. Ztg. 1905) hervorgehoben hat, die Aufhebung der Turgorspannung der lebenden Zellen an älteren Zweigen kaum eine genügende Gewebeverkürzung bewirken kann.

Auch das Herunterbiegen der großen immergrünen Blätter wird von diesem Gesichtspunkt aus nochmals für jeden einzelnen Fall genauer untersucht werden müssen. So viel läßt sich jedenfalls jetzt schon sagen, daß die Ursache sich nicht allgemein aussprechen läßt, wie MOLL (1880) es getan hat. Denn *Euphorbia Lathyris* z. B. klappt bei Ätherisierung die Blätter nicht in derselben Weise herunter wie beim Gefrieren, wohl aber beim Eintrocknen. Dagegen krümmt es beim Eintrocknen die Blattspreiten ebensowenig zu halbkreisförmigem Querschnitt ein wie beim Ätherisieren. Andererseits zeigt *Daphniphyllum* schon beim Ätherisieren eine Herabkrümmung der Blätter und bleibt ferner auch nach Eintreten von Tauwetter mit scheinbar vollständig welken Blättern stehen, die aber an abgeschnittenen Sprossen in der feuchten Kammer sich flach ausbreiten und aufrichten.

Es ist aber weiter für die Wasserbewegung in der Zellmembran gleichgültig, ob die Entwässerung der Zelle als Ganzes durch Eisbildung oder z. B. durch Transpiration in den Intercullaren in Gang gehalten wird. Auch im letzteren Falle muß bei fortdauernder Transpiration auf die Aufhebung der elastischen Spannung in der Zellmembran schließlich ihre Entwässerung unter den normalen Quellungszustand beginnen. Eine Schädigung des lebenden Protoplasten braucht bei Beginn einer solchen Entquellung noch nicht einzutreten, und so ergibt sich, daß auch bei der als „Welken“ bezeichneten Entspannung von Geweben nicht, wie anscheinend bisher allgemein angenommen, nur die Aufhebung der Turgorspannung, sondern auch hygroskopische Verkürzung der Zellwände beteiligt sein kann. Daß das unter Umständen tatsächlich der Fall ist, geht schon aus einem oben (S. 159) beschriebenen Versuche hervor, konnte aber auch noch an anderen Beispielen gezeigt werden, über die ich in Kürze zu berichten gedenke.

Literatur.

BARY, A. de, 1870, Vergleichende Anatomie.

BREITFELD, A., 1888, Der anatomische Bau der Blätter der *Rhododendoroideae*. ENGLERs Jahrb. **9**, 319.

BRUNS, Beobachtungen über Winterhärte der *Rhododendron*. Mitt. d. d. dendrol. Ges. 1907, 260.

GANONG, 1904, An undiscribed thermometric movement of branches usw. Annals bot. **18**, 631.

GELEZNOW, Mélang, biolog. bullet. akad. St. Pétersbourg. 1872, **9**, 676.

GÖPPERT, 1830, H. R. Wärmeentwicklung.

GÖPPERT, 1883, Gefrieren und Erfrieren.

HOFMEISTER, 1867, Zelle.

JOHOW, 1888, Bewegung der Kurztriebe, der Weimutskiefer bei strenger Kälte. Verhandl. Naturhist. Verein 1888, **47**.

JOST, 1905, Bot. Ztg. **63**, II. 12.

JOST, 1908, Pflanzenphysiologie, 2. Aufl.

MEZ, C., 1905. Neue Untersuchungen über das Erfrieren eisbeständiger Pflanzen. Flora **89**.

MOLL, 1880, Influence d. l. gelée s. l. plantes toujours vertes, Archiv Néerland. 1880, **9**.

MÜLLER-THURGAU, H., 1880, Über das Gefrieren und Erfrieren der Pflanzen. I. Landw. Jahrb. **9**, 134.

MÜLLER-THURGAU, H, 1886, Dasselbe l. c. II, **15**, 435.

MOLISCH, 1897, Untersuchungen über das Erfrieren der Pflanzen.

MILLER-CHRYSTI, 1900, Prel. observat. on the seasonal variations of elevation in a branch usw. Journ. Linn. Soc. **33**, 501.

OSTWALD, 1891, Lehrb. der allgemeinen Chemie, I, 74.

PRILLIEUX, 1869, Annal. scienc. naturell. V. **12**, 129

PFEFFER, 1904, Handbuch.

SACHS, 1860, Berichte der Sächs. Gesellschaft d. Wissenschaften.

WILLE, 1884, Bot. Centralblatt, **18**, 220.

20. S. Kostytschew: Zweite Mitteilung über anaërobe Atmung ohne Alkoholbildung.

(Mit einer Textfigur.)

(Eingegangen am 21. Februar 1908.)

In einer früher publizierten Mitteilung[1]) habe ich darauf hingewiesen, daß die anaërobe Atmung junger und ganz frischer Fruchtkörper von *Agaricus campestris*[2]) vollständig ohne Alkoholbildung erfolgt. Es wurden nämlich in zwei Versuchen folgende Resultate erhalten:

I. 700 g von *Agaricus campestris*. Versuchsdauer 24 Stunden. Wasserstoffstrom.

$$CO^2 = 1563{,}5\ \text{mg},\ C_2H_5\ OH = 0{,}0\ \text{mg}$$

II. 750 g von *Agaricus campestris*. Versuchsdauer 19 Stunden. Wasserstoffstrom.

$$CO^2 = 1364{,}4\ \text{mg},\ C_2H_5\ OH = 0{,}0\ \text{mg}.$$

Nun fragt es sich, ob die anaërobe CO^2-Produktion von *Agaricus campestris* mit der Alkoholgärung wirklich nichts zu tun hat, oder ob der etwa gebildete Alkohol durch Esterbildung, oder auf eine andere Weise sofort verbraucht wird. Sollte letzteres nicht der Fall sein, so wäre zu untersuchen, welche Stoffumwandlungen der anaëroben Atmung von *Agaricus campestris* zugrunde liegen. Die in der vorliegenden Abhandlung beschriebenen Versuche bezwecken nur die Lösung des ersten Teils von diesem Problem.

---

[1]) KOSTYTSCHEW. Diese Berichte, B. 25, 1907, S. 188.

[2]) Auf die vorzügliche Beschaffenheit und peinlichste Auslese des Versuchsmaterials muß bei derartigen Versuchen besondere Rücksicht genommen werden: es dürfen nur Pilze mit tadellos weißem Fleisch zu den Versuchszwecken benutzt werden. Neuerdings habe ich dargetan (diese Berichte, B. 25, 1907, S. 178), daß die Wasserstoffbildung von *Agaricus campestris* nur bei nicht ganz frischen Pilzen wahrgenommen werden kann und auf die Tätigkeit der Bakterien zurückzuführen ist. Da aber die bakterielle Mannitvergärung unter Bildung von Wasserstoff und Äthylalkohol stattfindet (OMELIANSKI, Centr. f. Bakt. II. Abt., B. 11, 1903, S. 177; GRIMBERT, Ann. de l'Inst. Pasteur, t. 9, 1895, p. 840 u. a.), so ist bei derartigen Versuchen äußerste Vorsicht geboten.

Folgender Versuch zeigt, daß bei *Agaricus campestris* keine Esterbildung auf Kosten des Äthylalkohols bei Sauerstoffabschluß stattfindet.

Versuch 1.

587 g von *Agaricus campestris*[1]) wurden in eine große Glasglocke hineingetan, die einer abgeschliffenen Glasplatte luftdicht aufgepaßt und oben durch einen Stöpsel mit je einem Zu- und Ableitungsrohr verschlossen wurde. Durch die Glocke wurde ein gleichmäßiger Wasserstoffstrom im Verlaufe von 24 Stunden geleitet. Um einer Verdunstung der etwa gebildeten flüchtigen Substanzen vorzubeugen, wurde zwischen der Glasglocke und dem Regulator des Gasstromes ein Kühlapparat eingeschaltet, den ich bei anderweitigen noch nicht publizierten Untersuchungen benutzt habe, wo ein Zurückhalten selbst minimaler Mengen der flüchtigen Substanzen von größter Wichtigkeit war. Auf eine ausführliche Beschreibung des Kühlapparates will ich einstweilen verzichten. Nach Ablauf von 24 Stunden wurde das Versuchsmaterial und der Inhalt des Kühlapparates in einen geräumigen Kolben hineingetan, mit 1 Liter 25 prozent. Kalilauge versetzt und im Verlauf von 3 Stunden unter gelindem Kochen digeriert. Der Kolben wurde mit einem Kühler in Verbindung gebracht, wo die entweichenden Dämpfe kondensiert wurden und in die Vorlage abtröpfelten. Das im Verlauf von anfänglichen $1\frac{1}{2}$ Stunden erhaltene Destillat und dasjenige der darauffolgenden $1\frac{1}{2}$ Stunden wurde getrennt aufgefangen und weiter bearbeitet. Beide Fraktionen enthielten viel Ammoniak und Spuren einer Substanz, die Fuchsinschwefelsäure rot färbte und die LIEBEN'sche Jodoformprobe in der Kälte gab. Diese Substanz war äußerst schwer abzutrennen, doch war das spezifische Gewicht der Destillate durch ihre Anwesenheit nicht verändert. Das spezifische Gewicht beider durch mehrfache Destillation eingeengter und gereinigter Fraktionen wurde mit Hilfe eines genauen Pyknometers bestimmt und gleich 1,0000 gefunden. Benzoylchloridreaktion negativ.

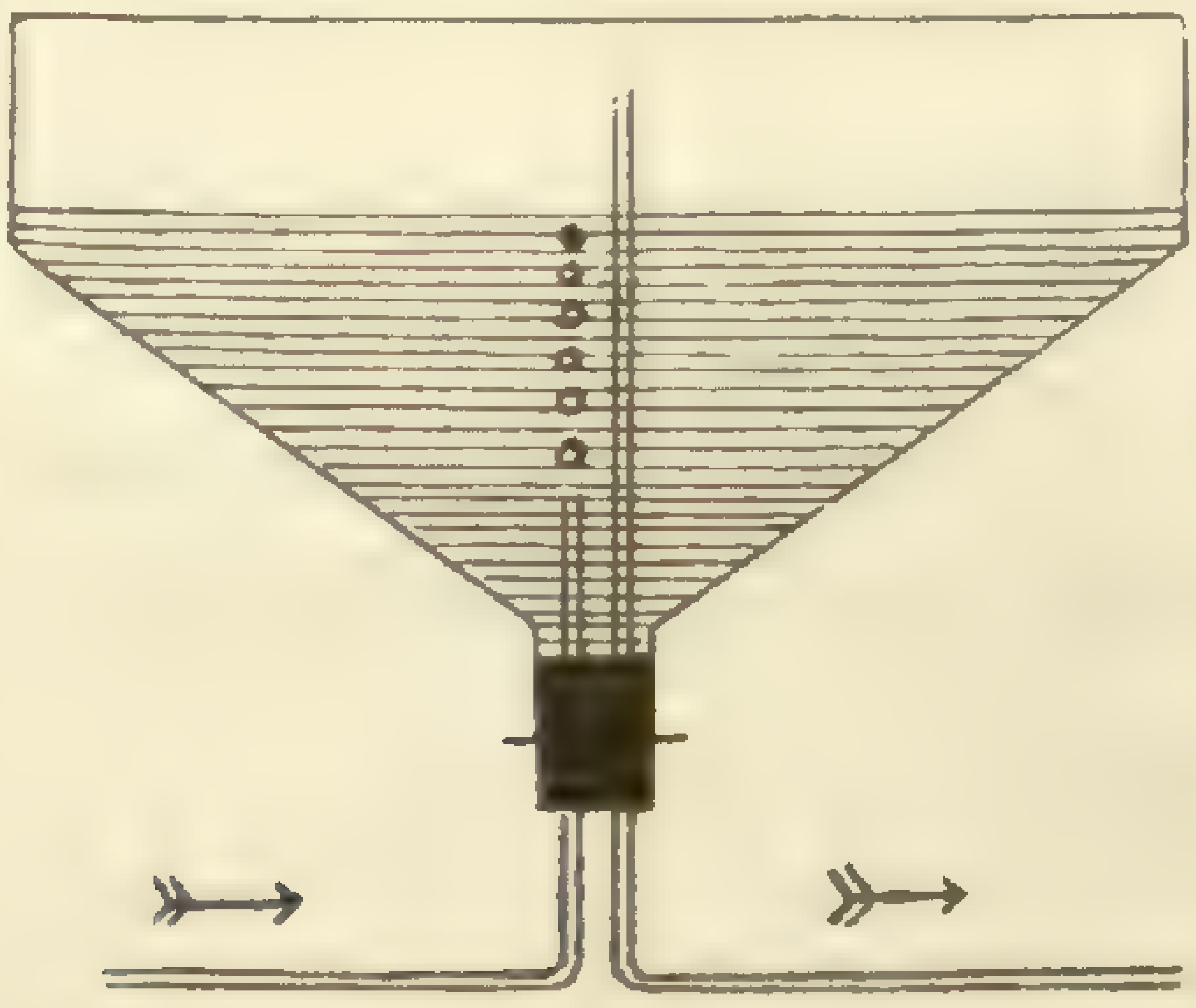
Es wurde also auch in diesem Versuche nicht die geringste Menge Äthylalkohol gefunden.

Um nun die Frage der Möglichkeit einer vitalen Verarbeitung des Alkohols bei Sauerstoffabschluß zu lösen, habe ich eine Reihe von Versuchen mit Preßsäften ausgeführt, deren Beschreibung nunmehr folgt.

---

[1]) Der unterirdische Teil des Stiels wurde in meinen Versuchen immer abgetrennt.

Der Preßsaft wurde auf folgende Weise dargestellt: beträchtliche Mengen von *Agaricus campestris* wurden zuerst mit Quarzsand und einer geringen Menge Kieselgur zu einem Brei zerrieben und durch ein Leinwandtuch abgepreßt; der Rückstand wurde nun mit einer größeren Menge Kieselgur versetzt, fein zerrieben und in einer BUCHNER'schen Presse bei 300 Atm. abgepreßt. Sämtliche Saftportionen wurden in einem und demselben mit Eis gekühltem Gefäß aufgefangen und sofort zu den Versuchszwecken verwendet. Der auf die soeben geschilderte Weise dargestellte Saft ist eine dunkelbraune Flüssigkeit von neutraler oder meistens schwach alkalischer Reaktion, die keine unversehrte Pilzzellen enthält, beim Erwärmen Eiweiß in großen Flocken abscheidet, die FEHLING'sche Lösung auch nach Abtrennen der Eiweißstoffe nicht reduziert und eine lebhafte CO_2-Produktion bewirkt. Beträchtliche Saftmengen wurden in umgekehrt aufgestellten zylindrisch-konischen Kolben verschlossen, dann wurde in einer durch die Abbildung erläuterten Weise ein Wasserstoffstrom (im Versuch 2 auch Luftstrom) durch die Flüssigkeit geleitet. Das aus dem Versuchskolben entweichende Gas passierte den Kühlapparat, dann die mit Chlorcalcium und mit konzentrierter Schwefelsäure beschickten Trockengefäße, einen GEISSLER'schen Kaliapparat, eine H_2SO_4-Waschflasche und einen Quecksilberregulator des Gasstromes. Der GEISSLER'sche Apparat wurde immer erst nach einstündiger lebhafter Gasdurchleitung angeschaltet. Sämtliche Versuche wurden bei Abwesenheit der Mikroorganismen ausgeführt; dies wurde dadurch erreicht, daß der Preßsaft immer mit einem Überschuß (ca. 1,5 pCt.) Natriumfluorid, bzw. Chininchlorhydrat versetzt wurde. Die während der Versuchszeit gebildete CO_2 wurde durch Wägung des GEISSLERschen Apparates bestimmt, wobei freilich zunächst Wasserstoff aus dem Apparate durch CO_2 freie Luft verdrängt worden war. Nach Be-



endigung je eines Versuches wurden der Saft und der Inhalt des Kühlapparates mehrfach überdestilliert und das spezifische Gewicht des letzten Destillates mit Hilfe eines genauen Pyknometers bestimmt. Das erste Destillat enthielt immer folgende Substanzen 1. Ammoniak; derselbe wurde dadurch abgetrennt, daß die zweite Destillation unter Zusatz von Weinsäure ausgeführt wurde[1]). 2. Geringe Spuren einer aldehydartigen Substanz, die sich nur unter großen Schwierigkeiten abtrennen ließ. Diese wurde meistens nicht entfernt, indem die in einigen Versuchen ausgeführte Reinigung der Destillate auf deren spezifisches Gewicht ohne Einfluß blieb: 3. Eine ölartige unverseifbare Substanz, die in Wasser teilweise löslich ist und das spezifische Gewicht der Destillate herabdrückt. Die Entfernung derartiger Stoffe aus den Destillaten geschieht durch Bearbeitung mit Benzol, Toluol, oder Ligroin. Ich habe immer Toluol angewandt: das letzte Destillat wurde mit etwas Toluol ausgeschüttelt; die Hauptmenge des Toluols ließ sich alsdann nach einigem Stehenlassen im Scheidetrichter abtrennen; die letzten Tröpfchen wurden vermittelst Filtrieren durch ein trockenes Filter entfernt. Selbstverständlich habe ich mich vorerst vergewissert, daß eine derartige Bearbeitung auf das spezifische Gewicht alkoholhaltiger und alkoholfreier Flüssigkeiten keinen Einfluß hat. Als Beispiele mögen folgende Bestimmungen gelten:

I. Destilliertes Wasser wurde mit Toluol ausgeschüttelt; letzteres wurde alsdann auf die beschriebene Weise abgetrennt. Spezifisches Gewicht des Wassers war 1,0000.

II. Alkoholhaltiges Wasser von spez. Gewichte 0,99695, entsprechend 1,72 Gewichtsprozenten Alkohol, wurde mit Toluol ausgeschüttelt; Toluol wurde alsdann abgetrennt und das spez. Gewicht der Lösung wiederum bestimmt und gleich 0,99695 gefunden.

Pyknometer mit der Lösung vor der Bearbeitung mit Toluol
39,2928 g

Pyknometer mit der Lösung nach der Bearbeitung mit Toluol
39,2929 g

Die fragliche ölartige Substanz kommt unter Umständen auch in den aus lebenden Pilzen erhaltenen Destillaten in kleineren Mengen vor, wenn z. B. stark zerkleinerte Pilze zu den Versuchszwecken benutzt werden.

---

[1]) Die dritte Destillation wurde immer unter Zusatz der Kalilauge ausgeführt.

Versuch 2.

2 Liter des nach der oben beschriebenen Methode dargestellten Preßsaftes von *Agaricus campestris* wurden in zwei Portionen A und B zu je einem Liter geteilt; eine jede Portion wurde mit 15 g Natriumfluorid beschickt. Durch die Portion A wurde ein CO^2 freier Luftstrom, durch die Portion B wurde ein Wasserstoffstrom geleitet. Versuchsdauer 21 St.

CO_2-Bestimmungen:

Versuchsdauer in St.	CO^2 in mg	
	Portion A (Luftstrom)	Portion B (H_2-Strom)
3	76,0	45,9
13$^1/_2$	350,2	188,7
4$^1/_2$	58,1	47,5
21	**484,3**	**282,1**

Die von den beiden Portionen erhaltenen und mit Toluol gereinigten Destillate hatten das spez. Gewicht 1,0000. Benzoylchloridreaktion negativ.

Es ergab sich also Folgendes: 1. Der Preßsaft von *Agaricus campestris* bewirkt eine lebhafte CO_2 Produktion in Gegenwart des Natriumfluorids und zwar ohne Alkoholbildung. 2. Die CO^2-Produktion bei Luftzutritt ist bedeutend größer als bei Luftabschluß. Aus diesen Ergebnissen ist ersichtlich, daß die CO^2-Produktion des Preßsaftes mit der Zymasegärung nichts zu tun hatte.

In obiger Darlegung habe ich erwähnt, daß der Preßsaft von *Agaricus campestris* die FEHLING'sche Lösung nicht reduziert; es ist daher von Interesse, zu erforschen, ob die CO^2-Produktion des Saftes durch künstlichen Zuckerzusatz in irgend einer Weise beeinflußt wird. Diese Frage wird durch folgende Versuche beantwortet.

Versuch 3.

Es wurden zwei Saftportionen zu je 1 Liter genommen. Die Portion A wurde mit 15 g Natriumfluorid, die Portion B wurde mit 15 g Natriumfluorid und 50 g reinster fein gepulverter Glukose versetzt. Durch beide Portionen wurde Wasserstoff geleitet. Versuchsdauer 19 St.

CO_2-Bestimmungen.

	CO^2 in mg		
	4 St.	weitere 15 St.	Summe
Portion A (Kontroll)	92,0	247,5	339,5
Portion B	81,2	274,2	355,4

Alkoholbestimmungen.

Portion A (Kontroll). Spez. Gewicht des Destillates (Gesamtmenge 39,51 g).

Nicht gereinigt 0,9998
Gereinigt mit Toluol . . 1,0000
Benzoylchloridreaktion negativ.

Portion B. Spez. Gew. des Destillates (Gesamtmenge 40.42 g).

Nicht gereinigt 0,99975
Gereinigt mit Toluol . . 1,0000
Benzoylchloridreaktion negativ.

Versuch 4. (Wiederholung des vorstehenden.)

2 Saftportionen zu je 700 cc. Die Portion A wurde mit 10,5 g Natriumfluorid, die Portion B mit 10,5 g Natriumfluorid und 35 g Traubenzucker versetzt. Versuchsdauer 22 St. Wasserstoffstrom.

	CO^2 in mg		
	$2^1/_2$ St.	weitere $19^1/_2$ St.	Summe
Portion A (Kontroll)	50,9	278,2	329,1
Portion B	49,4	301,7	351,1

Alkoholbestimmungen.

Portion A. Das erhaltene Destillat (41,14 g) hatte das spez. Gewicht:

Nicht gereinigt 0,9999
Gereinigt mit Toluol . . 1,0000

Portion B. Das erhaltene Destillat (35,88 g) hatte das spez. Gewicht:

Nicht gereinigt 0,99975
Gereinigt mit Toluol . . 1,0000
Benzoylchloridreaktion beider Destillate negativ.

Aus beiden obigen Versuchen ist ersichtlich, daß die anaërobe CO_2-Produktion des Preßsaftes nicht nur ohne Alkoholbildung, sondern auch, allem Anschein nach, nicht auf Kosten des Zuckers stattfindet. In den anfänglichen Stadien der Versuche wurden von den Kontroll- und den Versuchsportionen gleiche CO_2-Mengen gebildet; wenn in den späteren Stadien eine unbedeutende Differenz zugunsten der Zuckerportionen wahrgenommen wurde, so läßt sich dies offenbar durch eine Nebenwirkung der Zuckergabe erklären, da die Tätigkeit der proteolytischen Enzyme durch Zucker herabgesetzt wird[1]); proteolytische Enzyme üben aber eine zerstörende Wirkung auf Atmungs- und Gärungsenzyme aus[2]). Die Begünstigung der CO_2-Produktion durch Zuckergabe ist bei Zuckerverarbeitung eine bedeutend größere, wie dies z. B. aus Buchners[3]) Versuchen über Zymasegärung, oder aus Godlewskis[4]) Versuchen über die Gärung lebender Lupinensamen zu ersehen ist.

Obige Versuche wurden unter Zusatz von Natriumfluorid ausgeführt; letzteres ist zwar ein ausgezeichnetes Antiseptikum, das als solches Thymol, Toluol und viele andere Stoffe weit übertrifft[5]), doch übt es gleichzeitig eine hemmende Wirkung auf Zymasegärung, wie dies Buchner und Antoni[6]) in eleganter Weise dargetan haben. Obschon es von vornherein höchst unwahrscheinlich erscheint, daß die Zymasegärung in sämtlichen oben beschriebenen Versuchen durch Natriumfluorid total eingestellt worden war, habe ich dennoch einige Versuche ausgeführt, bei denen ein anderes, ebenfalls ausgezeichnetes[7]) Antiseptikum, namentlich Chininchlorhydrat in Anwendung kam. Nach den Untersuchungen von Gromow und Grigoriew[8]) und von Buchner und Antoni[10]) übt Chininchlorhydrat nicht nur keine hemmende, sondern im Gegenteil eher eine begünstigende Wirkung auf Zymasegärung, indem es die Tätigkeit proteolytischer Enzyme herabdrückt. Die beiden nachstehenden Versuche zeigen, daß auch in Gegenwart des Chininchlorhydrats keine Alkoholbildung stattfindet.

---

[1]) E. Buchner, H. Buchner und M. Hahn, Zymasegärung 1903, S. 150; Gromow und Grigoriew, Zeitschr. f. physiol. Chemie, Bd 42, 1904, S. 299; Gromow, ebenda, Bd 48, 1906, S. 87.

[2]) E. Buchner, H. Buchner und M. Hahn, Zymasegärung 1903, S. 126. Gromow und Grigoriew, l. c.

[3]) E. Buchner, H. Buchner und M Hahn, Zymasegärung 1903, S. 94, 95.

[4]) Godlewski, Bulletin de l'Académie des sciences de Cracovie. 1904, p. 115.

[5]) Portier, Annales de l'Institut Pasteur. t. 18, 1904, p. 633.

[6]) Buchner und Antoni, Zeitschr. f. physiol. Chemie. B. 44, 1905, S. 206.

[7]) Flügge, Mikroorganismen, Bd. 1, S. 472, Duclaux, Traité de Microbiologie, t. 3, 1900, p. 492.

[8]) Gromow und Grigoriew, l. c.

Versuch 5.

600 cc Preßsaft wurden mit 9 g Chininchlorhydrat versetzt und in den Versuchskolben hineingetan. Versuchsdauer 24 Stunden. Wasserstoffstrom.

CO_2 in mg in den anfänglichen	5 Stunden	56,7
" " " " " darauffolgenden	19 "	126,2
	Summe	182,9 mg.

Das mit Toluol gereinigte Destillat hatte das spez. Gewicht 1,0000. Benzoylchloridreaktion negativ.

Auch bei Zuckergabe bleibt das Resultat unverändert, wie dies aus dem folgenden Versuche zu ersehen ist.

Versuch 6.

700 cc Preßsaft, 10,5 g Chininchlorhydrat und 35 g Glukose. Versuchsdauer 23 Stunden. Wasserstoffstrom.

CO_2 mg in den anfänglichen	5 Stunden	102,4
" " " " darauffolgenden	18 "	149,4
	Summe	251,8 mg.

Das erhaltene Destillat (41,34 g) hatte das spez. Gewicht:

Nicht gereinigt . .	0,9998
Gereinigt mit Toluol	1,0000

Benzoylchloridreaktion negativ.

Zum Schluß teile ich noch die Resultate von zwei bei Luftzutritt ausgeführten Versuchen mit, in denen nicht nur die Gesamtmengen der CO^2, sondern auch das Verhältnis $\frac{CO_2}{O_2}$ bestimmt worden waren. Zu diesem Zwecke wurden kleine konische Versuchskolben angewandt; durch die mit einer dünnen Schicht des Preßsaftes versetzten Kolben wurde Tag und Nacht ein Luftstrom geleitet. Von Zeit zu Zeit wurden die Kolben verschlossen, dann wurden Gasproben entnommen und analysiert. Sämtliche CO_2-Mengen sind in Kubikzentimetern bei 0° und 760 mm angegeben.

Versuch 7.

2 Kolben. Der Kolben A enthält 100 cc Preßsaft und 1,5 g Natriumfluorid; der Kolben B enthält 100 cc Preßsaft, 1,5 g Natrium-

fluorid und 5 g Traubenzucker. Gesamtgasvolumen des Kolbens A = 152,7 cc, Gesamtgasvolumen des Kolbens B = 145,6 cc. Versuchsdauer 126 Stunden.

I. 4 Stunden mit Luft verschlossen.

A. $CO_2 = 3{,}56$ pCt., $O_2 = 18{,}96$ pCt., $N_2 = 77{,}48$ pCt.; $\frac{CO_2}{O_2} = 2{,}56$.

$CO_2 = 5{,}2$ cc.

B. $CO_2 = 3{,}56$ pCt., $O_2 = 18{,}71$ pCt., $N_2 = 77{,}73$ pCt. $\frac{CO_2}{O_2} = 2{,}09$.

$CO_2 = 5{,}0$ cc.

1 Stunde im Luftstrome.

II. 14 Stunden mit Luft verschlossen.

A. $CO_2 = 5{,}68$ pCt., $O_2 = 16{,}52$ pCt., $N_2 = 77{,}80$ pCt.; $\frac{CO_2}{O_2} = 1{,}45$.

$CO_2 = 8{,}0$ cc.

B. $CO_2 = 5{,}90$ pCt., $O_2 = 17{,}11$ pCt., $N_2 = 76{,}99$ pCt.; $\frac{CO_2}{O_2} = 1{,}90$.

$CO_2 = 8{,}1$ cc.

0¹/₂ Stunden im Luftstrome.

III. 22 Stunden mit Luft verschlossen.

A. $CO_2 = 3{,}31$ pCt., $O_2 = 17{,}60$ pCt., $N_2 = 79{,}09$ pCt.; $\frac{CO_2}{O_2} = 1{,}04$.

$CO_2 = 4{,}7$ cc.

B. $CO_2 = 3{,}78$ pCt., $O_2 = 17{,}88$ pCt., $N_2 = 78{,}34$ pCt.; $\frac{CO_2}{O_2} = 1{,}41$.

$CO_2 = 5{,}3$ cc.

42 Stunden im Luftstrome.

IV. 32¹/₂ Stunden mit Luft verschlossen.

A. $CO_2 = 2{,}40$ pCt., $O_2 = 17{,}55$ pCt., $N_2 = 80{,}05$ pCt., $\frac{CO_2}{O_2} = 0{,}69$.

$CO_2 = 3{,}4$ cc.

B. $CO_2 = 1{,}68$ pCt., $O_2 = 17{,}78$ pCt., $N_2 = 80{,}54$ pCt.; $\frac{CO_2}{O_2} = 0{,}50$.

$CO_2 = 2{,}3$ cc.

Versuch 8. (Wiederholung des vorhergehenden.)

2 Kolben. Der Kolben A ist mit 100 cc Saft und 1,5 g Natriumfluorid, der Kolben B mit 100 cc Saft, 1,5 g Natriumfluorid und 5 g Traubenzucker versetzt. Gesamtgasvolumen von

A = 166,3 cc, Gesamtgasvolumen von B = 151,5 cc. Versuchsdauer 49 Stunden.

I. 4 Stunden mit Luft verschlossen.

A. $CO_2 = 3{,}47$ pCt., $O_2 = 18{,}89$ pCt., $N_2 = 77{,}64$ pCt.; $\frac{CO_2}{O_2} = 2{,}31$.

$CO_2 = 5{,}4$ cc.

B. $CO_2 = 3{,}06$ pCt., $O_2 = 19{,}00$ pCt., $N_2 = 77{,}94$ pCt.: $\frac{CO_2}{O_2} = 2{,}08$.

$CO_2 = 4{,}4$ cc.

1 Stunde im Luftstrome.

II. 14 Stunden mit Luft verschlossen.

A. $CO_2 = 5{,}13$ pCt., $O_2 = 16{,}79$ pCt., $N_2 = 78{,}08$ pCt.; $\frac{CO_2}{O_2} = 1{,}58$.

$CO_2 = 7{,}9$ cc.

B. $CO_2 = 5{,}53$ pCt., $O_2 = 17{,}48$ pCt., $N_2 = 76{,}99$ pCt.; $\frac{CO_2}{O_2} = 2{,}02$.

$CO_2 = 7{,}9$ cc.

10 Stunden im Luftstrome.

III. 20 Stunden mit Luft verschlossen.

A. $CO_2 = 3{,}19$ pCt., $O_2 = 17{,}82$ pCt., $N_2 = 78{,}99$ pCt.; $\frac{CO_2}{O_2} = 1{,}06$.

$CO_2 = 4{,}9$ cc.

B. $CO_2 = 3{,}33$ pCt., $O_2 = 17{,}79$ pCt., $N_2 = 78{,}88$ pCt.; $\frac{CO_2}{O_2} = 1{,}14$.

$CO_2 = 4{,}8$ cc.

Aus den Versuchen 7 und 8 ist folgendes ersichtlich: 1. Der Zuckerzusatz hat keinen Einfluß auf die CO_2-Produktion und auf $\frac{CO_2}{O_2}$ des Preßsaftes von *Agaricus campestris* bei Luftzutritt; 2. das Verhältnis $\frac{CO_2}{O_2}$ ist auffallend niedrig im Vergleich zu demjenigen der Zymasegärung.

Aus allen in der vorliegenden Abhandlung beschriebenen Versuchen ist ersichtlich, daß die anaërobe Atmung von *Agaricus campestris* mit der Zymasegärung nichts zu tun hat, indem in den Fruchtkörpern des genannten Pilzes Zymase nicht vorhanden ist. Auch ist es nunmehr höchst wahrscheinlich geworden, daß die anaërobe CO_2-Produktion von *Agaricus campestris* nicht auf eine Zuckerverarbeitung zurückzuführen ist. Ich glaube daher, daß die sich hier abspielenden Prozesse von denjenigen durchaus verschieden sind, die PALLADIN und ich[1]) an einigen erfrorenen Pflanzen beobachtet haben.

Herrn Professor W. PALLADIN, in dessen Laboratorium meine Untersuchungen ausgeführt worden sind, drücke ich hiermit meinen ergebensten Dank aus.

St. Petersburg. Botanisches Institut der Universität.

21. F. C. von Faber: Über die Existenz von Myxomonas Betae Brzezinski.

(Eingegangen am 21. Februar 1908.)

Im Jahre 1906 erschien eine Arbeit von J. BRZEZINSKI[2]) über einen neuen Parasiten aus der Gruppe der *Myxomyceten, Myxomonas Betae*, den sein Entdecker als Erreger einer ganzen Reihe von Rübenkrankheiten, in erster Linie des Wurzelbrandes und der Herz- und Trockenfäule ansieht. Die Publikation BRZEZINSKI's beanspruchte von vornherein gewisse Aufmerksamkeit, da es sich zum Teil um Krankheiten handelt, die wegen ihrer wirtschaftlichen Bedeutung schon von zahlreichen Forschern studiert waren, ohne daß der angeblich vielgestaltige und häufige Organismus bisher gefunden wäre. Andererseits mußte aber die immerhin ungewöhnliche Tatsache, daß ein und derselbe Parasit so heterogene Krankheitsprozesse verursachen sollte, ebenso sehr die Kritik herausfordern, wie der Umstand, daß *Myxomonas Betae* sich in seinem Entwicklungsgange in mehr als einer Beziehung von den bisher bekannt gewordenen *Myxomyceten* unterscheidet. Für die Kaiserliche Biologische Anstalt ergab sich aus verschiedenen Gründen die Notwendigkeit, die BRZEZINSKI'schen Untersuchungen einer eingehenden Nachprüfung zu unterziehen, mit deren Ausführung ich betraut wurde.

---

1) PALLADIN und KOSTYTSCHEW, Zeitschrift f. physiolog. Chemie. Bd. 48, 1906, S. 214.

2) *Myxomonas Betae*. parasite des betteraves. — Bull. de l'Acad. de sc. de Cracovie, Classe des sc. math. et natur. Mars 1906. p. 139.

Meine Untersuchungen hatte ich bereits Ende 1906 abgeschlossen, und vor meiner Abreise nach Kamerun in einem Manuskript niedergelegt, doch mußte aus rein äußeren Gründen die Veröffentlichung zurückgestellt werden. Im letzten Heft der „Zeitschrift für Pflanzenkrankheiten“ erschien nun eine Arbeit von TRZEBINSKI „Über die Existenz von *Myxomonas Betae Brzez.*“, worin der Verfasser die Resultate seiner Nachprüfung der BRZEZINSKI'schen Untersuchungen mitteilt. Obwohl TRZEBINSKI der Hauptsache nach zu gleichen Ergebnissen gelangt ist, wie ich seinerzeit, glaube ich doch zur Klärung der wichtigen Frage beizutragen, wenn ich hier noch einmal kurz darauf zu sprechen komme. Es erscheint dies umsomehr angebracht als in diversen Zeitschriften erschienenen Referate über BRZEZINSKIs Arbeit die nötige Kritik vermissen lassen.

Der Entwicklungsgang der angeblichen *Myxomonas Betae* gliedert sich nach BRZEZINSKI in folgende Stadien: Zoosporen, Amoeben, Plasmodien, Cysten, Sporen und Zoosporangien. Über die Einzelheiten dieser Entwicklungsstadien wolle man das Original nachsehen oder, soweit das nicht erhältlich, die Arbeit von TRZEBINSKI[1]), die ausführlich darauf eingeht.

Zur Nachprüfung der BRZEZINSKIschen Untersuchungen habe ich ein reichhaltiges Material von gesunden, von Herz- und Trockenfaulen, besonders aber an Wurzelbrand erkrankten Rüben auch nach den von BRZEZINSKI angewandten Methoden untersucht. Trotzdem habe ich in keinem einzigen Falle die *Myxomonas Betae* in irgend einer Entwicklungsform finden können. Wohl aber habe ich verschiedene Körper anderer Art beobachtet, die an BRZEZINSKI's Parasiten in hohem Maße erinnern, die aber, wie sich bei näherer Betrachtung und Untersuchung herausstellte, nicht zu einem *Myxomyceten* gehören. Das zwingt mich zu der Vermutung, das BRZEZINSKI auch verschiedene Zellinhaltsstoffe und anderes irrtümlicherweise für Entwicklungszustände seines *Myxomyceten* gehalten hat.

In dieser Vermutung bin ich noch dadurch bestärkt worden, daß BRZEZINSKI — wie er in seiner Kontroverse mit TRZEBINSKI[2]) zugeben mußte — Pollenkörner der Zuckerrübe, die ja auf den

---

[1]) Zeitschrift für Pflanzenkrankheiten XVII. Bd. 6. Heft. 1907. S. 321.

[2]) „WSZECHWIAT“ XXV, Warschau 1906, Nr. 29.

Wurzeln der Keimpflanzen gefunden werden, für Zoosporangien seiner *Myxomonas* angesehen hatte.

Was zunächst die Zoosporen anlangt, so habe ich solche, trotz sorgfältigen Suchens niemals auffinden können, und zwar weder in mit Jod, Osmiumsäure und Fuchsin behandelten Schnitten, in denen sie am besten zu beobachten sein sollen, noch in frischen unbehandelten Präparaten. Allerdings sind in den Zellen wurzelbrandiger Rübenkeimlinge häufiger kleine in Bewegung befindliche Körperchen zu beobachten. Diese Körperchen stellen jedoch nichts anderes dar, als kleine Plasmateilchen, die besonders in absterbenden Zellen in großer Zahl sichtbar sind. Sie besaßen niemals Eigenbewegung, sondern befanden sich immer in BROWN'scher Molekularbewegung. Ich habe mich oft davon überzeugt, daß die Bewegung durch starke Gifte, wie z. B. Sublimatlösung, nicht sistiert wird. Es ist daher auch leicht erklärlich, weshalb BRZEZINSKI schreibt: „Dans les préparations traitées par l'acide acetique ou chromique à faible concentration (1 pCt.), le mouvement ne cesse point, mais semble plutôt au contraire gagner en intensité.“ Glaubt denn BRZEZINSKI wirklich, daß Zoosporen eines *Myxomyceten* in einer 1 prozent. Chromsäurelösung weiterleben werden?

Besser als in den Geweben sollen die Zoosporen in einem Tröpfchen Zellsaft zu beobachten sein, den man durch vorsichtiges Ausdrücken des Würzelchens oder Blattstiels einer erkrankten Pflanze erhält. Auch hierin habe ich niemals Zoosporen nachweisen können, aber immer gefunden, daß solche Safttröpfchen, gleichgültig aus welchen Teilen der gesunden oder kranken Pflanze sie ausgepreßt werden, von kleinen, in BROWN'scher Molekularbewegung befindlichen Plasmateilchen geradezu wimmeln[1]. Damit steht in Übereinstimmung, was BRZEZINSKI über seine Zoosporen schreibt: „Ces corpuscules qui sont des Zoospores, se rencontrent non seulement dans les cellules des tissus visiblement lésés, mais aussi dans celles du tissu en apparence parfaitement sain encore.“ Läßt man wurzelbrandige Pflänzchen in der Erde stehen oder in Petrischalen feucht liegen, so treten nach nicht allzu langer Zeit Bakterien in die Gewebe ein. Da BRZEZINSKI mit solchen Kulturen aus Petrischalen operierte, wie aus seinen Angaben hervorgeht, halte ich es nicht für unmöglich, daß er bisweilen auch Bakterien für Zoosporen der *Myxomonas* gehalten hat. Seine Abbildungen von Zoosporen (Fig. 1—3) sind kurzweg schlecht zu nennen, es ist aus diesen Bildern mit dem besten Willen nichts zu ersehen; nur Fig. 2 erinnert an schlecht photographierte Bakterien.

---

[1] Dadurch wird auch die von JAHN (Ref. Botan. Ztg. 1906. S. 312) ausgesprochene Vermutung bestätigt.

Über die Myxamöben kann ich dasselbe sagen, was ich für die Zoosporen angegeben habe, nämlich, daß ich sie in meinem Material niemals habe finden können, trotzdem dieselben Präparationsmethoden benutzt wurden, die BRZEZINSKI verwendet hat, aber alles ohne Resultat. Auch die Bewegung „une sorte d'oscillation sur place“ usw. der Myxamöben soll nach BRZEZINSKI nicht aufhören, sondern sogar beschleunigt werden, wenn man etwas Jodtinktur, schwachen Alkohol oder 1proz. Chromsäure zusetzt. Auch hier handelt es sich also wohl um in starker Molekularbewegung befindliche Plasmateile. Zusatz von 1proz. Sublimatlösung genügt schon, um zu zeigen, daß wir es hier mit Lebewesen nicht zu tun haben, indem die Bewegung dabei nicht erlischt. Da BRZEZINSKI ferner schreibt: „leur corps est assez dense et se distingue du contenu cellulaire par un reflet légèrement jaune verdâtre“ und — „on aperçoit le plus souvent dans la même cellule plusieurs myxamibes autour du noyau de la cellule“ — besteht die Möglichkeit, daß er außer Plasmagerinsel auch Leucoplasten für Myxamöben gehalten hat. In dieser Vermutung bin ich durch die Tatsache bestärkt worden, daß in den ober- und unterirdischen Organen der Rübenkeimlinge häufig Leucoplasten vorkommen und diese in den oberirdischen Pflanzenteilen unter dem Einfluß des Lichtes schwach ergrünten Körperchen meist in der von BRZEZINSKI beschriebenen charakteristischen Weise rings um den Zellkern gelagert sind. Ihre Identität ist dadurch nachzuweisen, daß sie nach Fixierung mit Alkohol, mit Salpetersäure gelb gefärbt werden, daß sie mit MILLON'schem Reagenz eine rosarote Färbung annehmen. BRZEZINSKI will auch Kerne in den Myxamöben beobachtet haben und sagt hierüber: „Dans les coupes non traitées par un reactif quelconque, on aperçoit les noyaux des myxamibes sous la forme de corpuscules brillants, plus foncés que leur entourage.“ Sollte es sich hier nicht um Stärkekörnchen handeln? In solchen habe ich häufig (besonders nach Fixierung mit Chromessigsäure und Färbung mit Gentianaviolett) die Kerne deutlich beobachten können. Sie leuchten tatsächlich hell mit rötlichem Schimmer auf, wenn man die Mikrometerschraube des Mikroskops spielen läßt. Zu den Abbildungen der angeblichen Myxamöben ist zu bemerken, daß Fig. 4 und 5 ihrer Undeutlichkeit wegen nicht in Betracht kommen, daß die allerdings höchst mangelhafte Fig. 6 dagegen eher Leucoplasten in ihrer bekannten Lagerung um den Zellkern zu zeigen scheint als Myxamöben.

Über die Plasmodien kann ich nicht viel sagen, da ich sie ebensowenig habe finden können, wie die Myxamöben. Ich kann nur vermuten, und die Abbildungen BRZEZINSKI's bestärken mich darin, daß die verzweigten und netzartigen Plasmodien nur pathologisch verändertes Zellplasma darstellen, das oftmals in kranken Zuckerrübenkeimlingen eine eigentümliche schaumige oder wabenförmige Struktur annimmt.

Sporen eines *Myxomyceten* habe ich niemals gefunden. Auch hier handelt es sich wohl um Plasmagerinsel. Was die Fixierung und Färbung der angeblichen Sporen betrifft, die BRZEZINSKI in seiner Arbeit (S. 154) erwähnt, so will ich hierzu bemerken, daß ich allerdings nach Fixierung mit Osmiumsäure und nachträglichem Färben mit Anilinfarbstoffen, Körperchen begegnet bin, die sich stark tingierten. Solche sind bei gleicher Behandlung überall zu finden, auch in gesunden Geweben, sind aber, wovon ich mich wiederholt überzeugt habe, Kunstprodukte, vermutlich durch Einwirkung der Osmiumsäure entstandene Niederschläge. Die hierher gehörigen Fig. 13—16 lassen die verschiedensten Deutungen zu

Cysten von *Myxomonas Betae* sind mir bei meinen Untersuchungen nie begegnet, dürften überhaupt nicht existieren. Die Art und Weise, wie BRZEZINSKI aus den angeblichen Cysten seiner *Myxomonas* Reinkulturen dieses Organismus erhalten hat, steht einzig da. Es dürfte bis jetzt noch nicht gelungen sein, Cysten eines *Myxomyceten* in 50 proz. Alkohol während der Dauer von 3 Tagen lebensfähig zu erhalten. Sollte dieser Befund BRZEZINSKI's den Tatsachen entsprechen, was erst noch zu beweisen ist, so läge hier eine biologisch sehr bemerkenswerte Erscheinung vor, doch stehe ich vorläufig dieser Angabe ebenso skeptisch gegenüber, wie der über die Fortdauer des Lebens der Zoosporen in 1 proz. Chromsäure!

Das Gesamtresultat meiner Nachprüfungen ist folgendes: Weder konnte in kranken Rüben der von BRZEZINSKI beschriebenen *Myxomycet* in irgend einem Stadium des angeblichen Entwicklungsganges gefunden werden, noch ein zu jener Gruppe gehöriger Pilz überhaupt. Dagegen lassen andere Beobachtungen mit einiger Sicherheit den Schluß zu, daß *Myxomonas Betae* nicht existiert. Es liegt somit vorläufig kein Grund vor, diesen angeblichen Organismus bei der wissenschaftlichen Behandlung der Rübenkrankheiten weiterhin zu berücksichtigen1)).

II. Botanisches Laboratorium der Kaiserlichen Biologischen Anstalt.

22. G. Albrecht: Über die Perzeption der Lichtrichtung in den Laubblättern.

(Vorläufige Mitteilung.)

(Eingegangen am 21. Februar 1908.)

Angeregt durch die Abhandlung HABERLANDT's (1) habe ich mich mit der Frage der Wahrnehmung der Lichtrichtung in den Laubblättern beschäftigt und möchte im folgenden kurz darüber berichten. Ich stellte zunächst (Sommer 1906) eine Reihe von Versuchen an, bei denen Laubblätter mit verdunkeltem Stiel schräger Beleuchtung ausgesetzt wurden, entweder in einer heliotropischen Kammer oder am lebenden Strauch, also ähnlich wie sie HABERLANDT schon angestellt hatte. Ich konnte hier HABERLANDTs Versuchsergebnisse vollkommen bestätigen, daß nämlich auch bei verdunkeltem Stiel eine Einstellung in die neue fixe Lichtlage erfolgt, wenn die Oberseite der Blätter das Licht auffängt, dagegen nicht, wenn sie dem Licht entzogen ist, vorausgesetzt, daß die Versuchsblätter nicht zu alt sind. Sind also besondere Organe für die Perzeption der Lichtrichtung vorhanden, so muß man sie auf der Blattoberseite suchen. Bekanntlich nimmt HABERLANDT nun an, daß die Intensitätsunterschiede auf den Innenseiten der Epidermiszellen das Mittel seien, mittels dessen die Lichtrichtung wahrgenommen wird; daß eine Änderung dieser Intensitätsunterschiede Einstellungsbewegungen auslöst. Die verschiedenen Formen der Epidermiszellen sind nach ihm verschiedene

---

1) Auch das Studium der von Herrn BRZEZINSKI liebenswürdigerweise an meinen Kollegen Dr. PETERS gesandten Originalpräparate vermochte an diesem Ergebnis nichts zu ändern.

Grade der Anpassung an die Perzeptionstätigkeit derselben. So stellt er eine Reihe von Typen oder Entwicklungsstufen auf, deren unterste die Epidermiszellen mit nach außen ebener, nach innen vorgewölbter Wand vorstellen, während den Gipfel der Entwicklung diejenigen Epidermen bezeichnen, bei denen einzelne Zellen oder Zellgruppen durch ihren abweichenden Bau zur Hervorrufung solcher Intensitätsunterschiede besonders geeignet sind.

Ich habe nun einiges über die Verbreitung dieser Typen in der einheimischen Flora festzustellen versucht. Dabei hat sich herausgestellt, daß lokalisierte Lichtsinnesorgane und Epidermiszellen mit linsenförmigen Verdickungen sehr selten sind. Erstere fand ich an dem untersuchten Material überhaupt nicht, letztere nur bei *Viscum album* und der von HABERLANDT angeführten *Campanula persicifolia.* Papillöse Epidermis beobachtete ich bei *Saxifraga geum, Aquilegia vulgaris, Gingko biloba* und einem *Cestrum.* Bei *Viscum album* und *Saxifraga geum* zeigt aber die Epidermis der Unterseite dieselben Verhältnisse, bei *Aquilegia vulgaris* und *Gingko biloba* sind die Papillen auf der Unterseite sogar höher. Subpapillöse Epidermis fand sich bei *Populus tremula,* hier auch auf beiden Blattseiten, und bei *Acer-* und *Ribes-*Arten. Bei den übrigen untersuchten Blättern waren besondere Einrichtungen zur Perzeption der Lichtrichtung nicht zu sehen, obgleich sich darunter solche von ausgesprochenen Schattenpflanzen befinden und auch sonst immer nur Schattenblätter, die eine ausgeprägte fixe Lichtlage inne hatten, zur Untersuchung kamen. Es wurden Blätter folgender Pflanzen untersucht: *Ribes grossularia, R. rubrum, R nigrum. R. floridum, R. petraeum, R. sanguineum, Robinia pseudacacia, Fagus silvatica. Frangula frangula, Sorbus torminalis, Sambucus nigra, Ulmus montana, Quercus pedunculata, Tilia intermedia, Betula alba, Circaea lutetiana, Impatiens parviflora, Epimedium alpinum, Chelidonium majus, Phyteuma spicatum, Stachys silvatica, St. palustris, Crataegus coccinea, Cornus sanguinea, Viburnum lantana, Spiraea opulifolia, Malva neglecta, Aconitum Napellus, Ranunculus aconitifolius, Convolvulus sepium. Potentilla silvestris.*

Weiterhin wurden dann Untersuchungen zur Lösung der Frage angestellt, ob zwischen Licht- und Schattenblättern derselben Pflanze Unterschiede bezüglich des Baus der oberseitigen Epidermiszellen bestehen. Wenn Papillen oder linsenförmige Gebilde den Blättern die Wahrnehmung der Lichtrichtung wesentlich erleichtern, so lag es nahe zu erwarten, daß diejenigen Blätter, z. B. eines Buchen- oder Eichenbaumes, welche in der Nähe des Stammes, d. h.

ständig im Schatten wachsen und darauf angewiesen sind, sich auf etwaige Lücken oder hellere Stellen im Laubdach einzustellen, eine Veränderung nach dieser Richtung hin aufweisen. Bei der Auswahl des Materials wurde sorgfältig darauf geachtet, daß die Schattenblätter auch solche waren, welche von Anfang an im Schatten gewachsen waren und eine deutliche fixe Lichtlage zeigten, während die Lichtblätter eine solche nicht eingenommen haben durften. Untersucht wurden folgende Pflanzen: *Fagus silvatica, Prunus mahaleb, P. cerasifera, Pirus amygdaliformis, P. aria. Platanus orientalis, Betula humilis, B. pubescens, Populus tremula, Castanea sativa, Tilia tomentosa, Corylus avellana. Fraxinus excelsior, Quercus cerris, Cydonia vulgaris, Acer monspessulanum, A. Heldreichii, A. insignis, A. campestre, Alnus glutinosa, Syringa villosa. Cotinus coggygria, Lonicera xylosteum.* Bei allen untersuchten Pflanzen war ein bemerkenswerter Unterschied in der Form der Epidermiszellen nicht festzustellen. Die Größe derselben war allerdings bei einigen, z. B. *Prunus. Acer,* verschieden, indem die Epidermiszellen der Lichtblätter etwas höher oder überhaupt nach allen drei Richtungen des Raumes größer waren. Von einer Anpassung der Schattenblätter an die ungünstigen Verhältnisse ihres Standortes durch stärkere Wölbung der Außenwand oder durch linsenförmige Verdickung derselben war nichts zu bemerken, im Gegenteil zeigten in wenigen Fällen, z. B. bei *Acer monspessulanum, Prunus cerasifera,* die Außenwände der Lichtblätter eine allerdings nur in geringem Maße stärkere Krümmung. Es ist dies jedenfalls doch ein Zeichen dafür, daß diese Krümmung mit der guten oder schlechten Perzeption der Lichtrichtung direkt nichts zu tun hat. Wäre dies der Fall, so ist nicht einzusehen, warum sich in dieser Beziehung nicht auch Unterschiede zwischen Licht- und Schattenblättern herausbilden sollten, wie dies doch in anderer Hinsicht der Fall ist, z. B. bezüglich Ausdehnung und Beschaffenheit des assimilatorischen Gewebes (2). Es steht jedenfalls fest, daß sich unsere Waldbäume und Schattenpflanzen, trotz der Fähigkeit ihrer Blätter, selbst bei geringen Intensitäten eine sehr genaue fixe Lichtlage einzunehmen, mit der gewöhnlichen Form der Epidermiszellen begnügen, welche HABERLANDT als zur Lichtperzeption ungeeignet bezeichnet. In der Reihe der Fagales ist nach SOLEREDER (3) Papillenbildung bisher nur auf der Blattunterseite von zwei *Betula*- und drei *Alnus*-Arten gefunden worden.

Macht man sich nach SOLEREDER (3) eine Zusammenstellung der Angaben über das Vorkommen von Papillen, so findet man, daß Papillen auf der Blattunterseite für 10 bis 15 mal so viel Arten angegeben sind, als auf der Oberseite, und daß sie auf beiden Seiten ebenso häufig vorkommen, als nur auf der Oberseite. Auf nähere Einzelheiten einzugehen gestattet mir der beschränkte Raum nicht. Ich möchte deswegen auf meine demnächst erscheinende Dissertation verweisen. Hier möchte ich nur herausgreifen, daß unter den *Begonien*, die doch zu den typischen Vertretern der Samtblätter zählen, nach Untersuchungen von FELLERER (4) von 282 Arten nur der achte Teil Papillen auf der Blattoberseite besitzt, ein Bruchteil, der durch seine Kleinheit überrascht. In der zahlreiche Lianen enthaltenden Familie der *Bignoniaceen* ist nach Untersuchungen von VESQUE und HOVELACQUE (5) Papillenbildung nicht vorhanden, dagegen sind die Epidermiszellen einiger *Catalpa-*, *Crescentia-* und *Colea*arten durch beträchtliche Höhe ausgezeichnet, ein Umstand, der unter HABERLANDTs Voraussetzungen die Wahrnehmung der Lichtrichtung bedeutend erschwert, indem das helle Mittelfeld schon bei verhältnismäßig kleinem Einfallswinkel über die Grenzen der unteren Zellwand hinausfällt. Papillen finden sich auf der Oberseite von Blättern, die keine fixe Lichtlage einnehmen, z. B. bei *Nelumbium*, einer *Nymphaeacee*, *Orontium aquaticum*, *Spartium* mit schüsselförmigen Blättern, *Gypsophila Rokejeka*, *Polycarpon succulentum* u. a. Die runden Blätter von *Embotryum coccineum* Forsk. besitzen Epidermiszellen mit Papillen in der Außenwand. Ähnlich finden sich kegelförmig vorgewölbte Zellen im zylindrischen Blatt von *Salsola*arten, im Stengel von *Calligonum comosum* l'Herit (3, Figuren S. 741 und 759). In den Blattrillen von *Berberis empetrifolia* finden sich Papillen mit Übergängen zu einzelligen Haaren (6). Auch das Vorkommen linsenförmiger Gebilde ist keineswegs auf die Blattoberseite beschränkt. Sie kommen z. B. auf der Blattunterseite von *Diapensia Lapponica* (3, S. 588), *Sciadophyllum Brownii* (3, S. 482), in Blatt und Stamm von *Passiflora*arten, in allen Epidermiszellen von *Agave*, *Aloe* usw. vor. Sogar besonders differenzierte Zellen finden sich häufig auf der Blattunterseite, entweder regelmäßig verteilt oder in der Nähe des Blattrandes oder über den Gefäßbündeln oder neben den Spaltöffnungen. Wegen der Einzelheiten muß ich auch hier auf meine Dissertation oder auf SOLEREDER (3) verweisen. HABERLANDTs Behauptung, daß die Gebilde, die er als *Ocellen* bezeichnet, nur auf der Blattoberseite vorkommen, entspricht jedenfalls nicht den Tatsachen. Sogar *Balanophora involucra* Hook fec. et Th., ein chlorophylloser Wurzelparasit, der also sicherlich nicht eine Einstellung in eine günstige Lichtlage nötig hat, zeigt in der Epidermis einzelne oder in Gruppen vereinigte Zellen von papillöser Beschaffenheit (7). Jedenfalls liegt nach dem angeführten der Analogieschluß nahe, daß solche Gebilde wie Papillen, Kutikularbuckel, verkieselte linsenförmige Verdickungen usw. auch in den Fällen, wo sie nur auf der Oberseite auftreten, doch dieselbe Funktion ausüben — vorausgesetzt, daß sie überhaupt eine solche ausüben sollen — wie in den weitaus häufigeren Fällen, wo sie an anderen Stellen, Blattunterseite, Blattrille usw. vorkommen, und man wird an diesem Analogieschluß festhalten können, so lange nicht das Gegenteil bewiesen worden ist.

HABERLANDT hat nun versucht, die Notwendigkeit der Papillen zur Perzeption der Lichtrichtung experimentell nachzuweisen, indem er durch Bedecken mit Wasser die Linsenwirkung der Papillen aufhob. Er beobachtete dann, daß die so behandelten Blätter keine fixe Lichtlage annahmen (8). Des weiteren hat dann KNIEP ähnliche Versuche angestellt, mit dem Unterschied, daß er sich einer Paraffinlösung als Ausschaltungsmittel bediente. Seine Versuchsergebnisse (9) widersprechen denen HABERLANDTs insofern, als die mit Paraffinöl benetzten Blätter sich in die neue Lichtlage einstellten. Das gleiche konnte NORDHAUSEN (10) bei Bedeckung mit Gelatine beobachten. Trotzdem glaubte HABERLANDT seine Theorie aufrecht erhalten zu können (11). Ich habe im vorigen Jahre ähnliche Versuche vorgenommen und konnte zunächst bestätigen, daß bei Benetzung mit Paraffinlösung die Einstellungsbewegungen ungehindert vor sich gehen; selbst Entfernung bis zu 1,50 m von der Lichtquelle, einer Gasglühlichtlampe, hatte keinen nachteiligen Einfluß zur Folge. Gleichzeitig habe ich auch Versuche gemacht, bei welchen ich die Blätter mit Wasser benetzte. Hier bin ich aber schließlich zu anderen Ergebnissen gelangt wie HABERLANDT. Bei den ersten Versuchen mit *Begonia semperflorens*, *Tropaeolum majus*, *Tr. Lobbianum* und *Acer* führten allerdings die mit Wasser benetzten Blätter keine Einstellungsbewegungen aus. Bei weiteren Versuchen mit *Populus tremula* erfolgte jedoch einige Male eine Einstellung, doch war ein einwandsfreier Schluß hier noch nicht möglich. Da das Material zu weiteren Versuchen nicht mehr geeignet war, griff ich wieder auf *Begonia semperflorens* zurück. Auch bei diesen Versuchen erfolgte eine Einstellung der mit Wasser benetzten Blätter trotz Verdunkelung der Stiele. Die Benetzung erfolgte derart, daß aus einer nicht zu kurzen Kapillare, die mit einem höher stehenden Wassergefäß in Verbindung stand und über dem Versuchsblatt angebracht war, in regelmäßigen Zeitabständen ein Tropfen aus ganz geringer Höhe auf das Blatt fiel und sich hier gleichmäßig verteilte. Anfangs bedeckte ich noch die ganze Blattfläche mit dünnem Seidenpapier. Später reduzierte ich diese Bedeckung so viel wie möglich, da ich den Mißerfolg der früheren Versuche hierauf zurückführen möchte, indem durch sie bei größerem Einfallswinkel, wie er doch bei Beginn des Versuchs vorhanden ist, zuviel Lichtstrahlen reflektiert werden, wovon man sich durch Augenschein leicht überzeugen kann. Ganz fortlassen kann man die Bedeckung mit Seidenpapier bei den verhältnismäßig großen, nicht ebenen Blättern von *Begonia semperflorens* nicht, weil sonst die höher liegenden Teile der Spreite nicht ständig benetzt wären, selbst wenn man die Tropfen sehr groß und sehr häufig auffallen ließe. Doch genügt es, wenn auf diesen Teilen schmale Streifchen Papier liegen. Der Einwand ungenügender Benetzung ist jedenfalls bei meinen Versuchen unberechtigt, denn ich habe ausdrücklich darauf geachtet, daß jede Stelle der Oberfläche ständig benetzt war.

Da im übrigen die Aufstellung der Versuchspflanzen so geschah, daß die Blätter Torsionen ihrer Stiele ausführen mußten, um in die neue günstige Lichtlage zu gelangen, so genügte zur Verdunkelung der Stiele ein Zylinder aus undurchsichtigem schwarzem Papier, der auf die Stiele geschoben wurde. Die Stieltorsionen wurden dadurch nicht gehindert, und Krümmungen der Stiele fanden ja nicht statt. Das Aufhören der schon begonnenen Bewegung bei HABERLANDTs letzten Versuchen (11) scheint mir eine Folge davon zu sein, daß der an der Spreite befestigte Papierzylinder der Bewegung nicht weiter nachgeben kann, da er gegen die Glasröhre stößt.

Diese Versuchsergebnisse zeigen also, daß auch die mit Wasser benetzte Spreite eines papillösen Laubblattes die Lichtrichtung wahrnehmen kann. HABERLANDTs Versuch, die Vorwölbung der Innenwand zur Erklärung dieser Erscheinung heranzuziehen, ist nicht angängig, da diese bei den von mir verwandten Exemplaren ganz unerheblich war. Es bleibt also nichts übrig als anzunehmen, daß *Begonia semperflorens* die Vorwölbungen der Außenwand zur Hervorrufung von Intensitätsunterschieden auf der Innenwand nicht benutzt. Diesen Schluß wird man unbedenklich auf alle papillösen Blattspreiten erweitern dürfen.

Gegen die Benetzung mit Paraffinlösung macht HABERLANDT geltend, daß hierdurch die Linsenwirkung der Papillen nicht aufgehoben würde. Allerdings werden aus den Sammellinsen bei Benetzung mit einem stärker brechenden Medium Zerstreuungslinsen, und HABERLANDT hebt mit Recht hervor, daß auch in diesem Fall bei senkrechtem Einfall des Lichtes die Mitte der Zellwand relativ am meisten Licht empfängt. Trotzdem sieht man aber beim Linsenversuch mit einem benetzten Flächenschnitt hellere Randzonen, die wohl von der Reflexion der am Rand der Zelle auffallenden Strahlen an den Seitenwänden herrühren. Auf Grund dieser Tatsache hat denn auch HABERLANDT seine Theorie dahin geändert, daß nicht der Abfall der Lichtintensitäten von der Mitte nach dem Rande der Zelle, sondern nur eine zentrische Verteilung derselben notwendig sei, um Gleichgewicht herbeizuführen. Nun sind aber die Intensitätsunterschiede bei unbenetzter Spreite bei weitem größer als bei Benetzung mit Paraffinöl. Besonders tritt dies bei schräger Beleuchtung hervor. Konstruiert man sich für diesen Fall den Strahlengang — Brechungsexponent des Paraffinöls nach KNIEP = 1,47, der des Zellsaftes = 1,33 —, so sieht man, daß hier kein erheblicher Unterschied von gleichmäßiger Beleuchtung besteht, besonders wenn man berücksichtigt, daß jedem konstruierten Lichtstrahl doch ein Lichtkegel entspricht, die Übergänge also noch mehr verwischt werden. Um hier mit Hilfe der Theorie HABERLANDTs die richtig erfolgende Orientierungsbewegung begründen zu können, muß man entweder annehmen, daß die Seitenwände die durchfallenden Strahlen schwächen, d. h. bemerkbare Schatten werfen, was HABERLANDT aber vernachlässigen zu können glaubt (1, S. 40), oder aber, daß das Plasma plötzlich eine bedeutend gesteigerte Empfindlichkeit besäße, was aber auch der Annahme HABERLANDTs widerspricht (1, S. 41). Diese Anpassung müßte außerdem sehr schnell geschehen, denn nach meinen Untersuchungen beginnen die Paraffinblätter ihre Einstellungsbewegungen zu demselben Zeitpunkt wie die unbenetzten Vergleichsblätter mit verdunkeltem Stiel. Diese schnelle Änderung der Empfindlichkeit scheint mir auch HABERLANDTs Annahme einer Gewöhnung an eine bestimmte Verteilung hellerer und dunklerer Stellen zu widersprechen.

HABERLANDT nimmt andererseits an, daß die Adaptation dieser bestimmten Verteilung von helleren Stellen jeden Morgen aufs neue vorgenommen wird. Die Stellung der Blätter oder die Beleuchtungsverhältnisse können aber über Nacht durch Windbruch usw. geändert sein. Dann würde am nächsten Morgen die Adaptation einer ungünstigen Verteilung erfolgen und die Blätter bei Veränderung ihrer Lage im Laufe des Tages in die ungünstige

Lage zurückkehren, die sie zufällig beim Weichen der Morgendämmerung innegehabt haben. Auch Orientierungsbewegungen, die mehrere Tage in Anspruch nehmen, würden sich der Erklärungsmöglichkeit entziehen, worauf auch NORDHAUSEN hingewiesen hat (10, S. 407). Man wird also annehmen müssen, daß der Plasmahaut von vornherein eine gewisse Lichtstimmung zukommt, und damit würde die Möglichkeit, die Versuche mit Paraffinbenetzung aus der Theorie HABERLANDTs zu erklären, hinfällig werden.

Bei Verwendung von Gelatinelösung ist der Unterschied der Brechungsexponenten so klein, daß er kaum auf den Gang der Lichtstrahlen einen wesentlichen Einfluß haben wird. Hier ist also HABERLANDTs Einwand, daß die Linsenwirkung nicht aufgehoben wird, kaum stichhaltig, denn schließlich ist dies bei Verwendung von reinem Wasser auch nicht der Fall, da ja der Zellsaft eine 3 bis 5 prozentige Lösung darstellt.

Einen experimentellen Beweis für die Stärke der von den Seitenwänden geworfenen Schatten bietet der Linsenversuch. Stellt man ihn mit einem Flächenschnitt von *Fagus* oder *Quercus* an, die keine gewölbten Wände besitzen, so sieht man bei Verschiebung des Spiegels, daß die Schatten der Seitenwände deutlich hervortreten. Bei einiger Übung kann man aus dem Aussehen des Schnittes auf die Stellung des Spiegels, d. h. auf die Richtung des Lichtes schließen.

Zum Schluß möchte ich noch eines Umstandes Erwähnung tun, der mir gegen HABERLANDTs Theorie zu sprechen scheint. Bei DE VRIES findet sich an jener Stelle, wo er die Unterschiede der durch Mutation aus *Oenothera Lamarckiana* neu entstandenen Arten bespricht, folgende Angabe (12, S. 250): „Die grauliche Farbe (der Blätter von *O. albida*), welche ebenso wie bei der *O. rubrinervis* nicht auf stärkere Behaarung, sondern auf Wölbung der Außenwand der gewöhnlichen Oberhautzellen zurückzuführen ist, ist sehr stark individuell variabel, bisweilen sogar so wenig entwickelt, daß Zweifel über die Diagnose entstehen, welche aber stets durch fortgesetzte Kultur aufgehoben werden können.“ Zur Erläuterung füge ich hinzu, daß DE VRIES auf Grund dieses Aussehens der Blätter in seinen nach Hunderten zählenden Aussaaten die *Albida*- und *Rubrinervis*exemplare heraussuchte, um sie zwecks weiterer Züchtung von den übrigen zu isolieren. Hieraus geht also hervor, daß dieses Merkmal, papillöse Vorwölbung der Außenwand, bei zwei neuen Arten ohne Vermittlung aufgetreten ist, deren Ahnen unter denselben Verhältnissen gelebt haben wie die der übrigen neu auftretenden Arten, welche solche Papillen nicht besaßen, d. h. daß Papillen auftreten können ohne Anpassung an äußere Lebensbedingungen vorzustellen; weiter aber, daß die Höhe der Papillen individuell schwankt, sogar in dem Maße, daß es manchmal kaum noch zu erkennen ist. Dies wäre wohl kaum der Fall, wenn die Papillen zur Perzeption der Lichtrichtung notwendig oder vorteilhaft wären.

Stellen wir die Ergebnisse der Versuche und Erörterungen kurz zusammen, so ergibt sich ungefähr folgendes:

In den meisten Fällen ist ein Auffangen des Lichtes seitens der Blattoberseite nötig, um genaue Einstellung in die fixe Lichtlage zu ermöglichen. Die Blattoberseite nimmt also irgendwie die Lichtrichtung wahr.

Die höheren Stufen der von HABERLANDT aufgestellten Typen von Lichtsinnesorganen sind in der einheimischen Flora sehr selten, auch sonst wenig verbreitet.

Zwischen Licht- und Schattenblättern ist bezüglich Anpassung an die Lichtperzeption kein Unterschied vorhanden.

Papillen entstehen nicht als Anpassung an die Lichtperzeption (DE VRIES).

Zellen oder Gruppen von solchen, die als Ocellen gedeutet werden könnten, kommen auch auf der Blattunterseite vor.

Spreiten mit papillöser Epidermis können trotz Benetzung mit Paraffinöl, Gelatine (nach NORDHAUSEN) oder Wasser die Lichtrichtung wahrnehmen und Einstellungsbewegungen veranlassen.

Nach alledem hat es den Anschein, daß HABERLANDTs Theorie, die Lichtrichtung werde auf Grund von Helligkeitsunterschieden auf der unteren Wand der Epidermiszellen wahrgenommen, auf unüberwindliche Schwierigkeiten stößt. Wie man sich sonst den Perzeptionsgang erklären könnte, ist freilich schwer zu sagen und muß weiteren Untersuchungen überlassen bleiben.

Berlin, Botanisches Institut der Universität.

Literatur:

1) G. HABERLANDT, Die Lichtsinnesorgane der Laubblätter. Leipzig 1905. Vgl. auch diese Berichte XXII, 1904.

2) STAHL, Bot. Ztg. 1883; PICK, l. c. 1882; LEIST, l. c. 1889; HEINRICHER, Pringsheims Jahrb., XV., 1884.

3) SOLEREDER, Systematische Anatomie der *Dikotyledonen*. Stuttgart 1899.

4) FELLERER, Beiträge zur Anat. u. System d. *Begon.* Diss. München 1892.

5) VESQUE, Gamopétales, in Ann. sc. nat. VII, 1, 1885, p. 317—326. HOVELACQUE, Caract. anat. gén. de la tige des B., in Bull. Soc. d'études scientif. de Paris, XI, 1888.

6) GOEBEL, Pflanzenbiol. Schilderg., II, 1881, Tafel XII.

7) HOOKER, Struct. and Aff. of. Balan. in Transact. Linnean Soc. Vol. XXII, 1, 1855/56.

8) Ber. d. d. bot. Ges. XXIV, 1906, S. 361.

9) Biol. Centralblatt XXVII, 4 u. 5, 1907.

10) Ber. d. d. bot. Ges. XXV, 7, 1907.

11) Biol. Centralblatt XXVII, 10, 1907.

12) DE VRIES, Die Mutationstheorie. Bd. I. 1901

23. J. Grüss: Über den Nachweis mittelst Chromogramm-Methode, dass die Hydrogenase aktiv bei der Alkoholgärung beteiligt ist.

(Eingegangen am 25. Februar 1908.)

In der Enzymforschung ist es ein allgemein beliebtes Verfahren, die „Reindarstellung“ durch fortgesetzte Alkoholfällung durchzuführen, eine Methode, die am besten durch EFFRONTs Versuch gekennzeichnet wird, welcher in einem Rohdextrin nach der 30. Fällung noch $1\frac{1}{2}$ pCt. Maltose gefunden hatte. Dazu kommt noch, daß der Alkohol nach den verschiedensten Richtungen hin auf die gefällten Enzyme verändernd einwirkt. Nicht viel anders verhält es sich mit den anderen Fällungsmitteln.

Ein weiterer Übelstand besteht darin, daß sich Sekrete, zu denen die meisten Enzyme ihrer Herkunft nach gehören, schon in kurzer Zeit nach ihrer Absonderung von selbst verändern. Deswegen kann man leicht zu verschiedenen Ergebnissen gelangen, wenn man mit wässerigen oder Glyzerin-Auszügen arbeitet. Ein Beispiel hierfür bietet z. B. der Zellsaft der Parenchymzellen der ruhenden Kartoffelknolle, wenn man denselben mit Wasserstoffsuperoxyd zusammenbringt. Die Spaltungen eines frisch hergestellten und eines 2 Stunden alten Parenchymzellsaftes verhielten sich wie 7,35 : 1,5.

Die Wirksamkeit der „Catalase“ hat also abgenommen. Dies ist das interessante Enzym, welches nur durch seine Wirkung auf H_2O_2 erkannt wird, auf einen Körper, der in Berührung mit den verschiedensten Substanzen leicht zerfällt, und der nicht einmal in der Zelle vorkommt, sicher nicht in den Parenchymzellen der Kartoffel, wo die „Catalase“ in so großen Mengen vorhanden ist.

Daß man schließlich noch „Kampfenzyme“ konstruiert, kann danach nicht mehr überraschen. Zu diesen Ergebnissen muß man aber konsequenterweise gelangen, wenn man für jede derartige andauernde Wirkung ein Enzym zugrunde legt.

Zu welchen Verschiedenheiten man kommen kann, wenn man Pflanzensäfte mit Alkohol-Äther austrocknet, zeigt folgendes Beispiel: 4,300 g frische zerriebene Rindensubstanz (Kartoffel) nahmen in 24 Stunden mit 25 ccm einer 4prozentigen Pyrogallollösung 21,1 ccm O auf und gaben 4,9 ccm CO_2 aus. Da nun 4,411 g Frischsubstanz = 0,947 g Trockensubstanz enthielt, würden 2 g der letzteren = 45,5 ccm Sauerstoff aufgenommen und 10,6 CO_2 ausgegeben haben. Wie fiel nun die direkte Bestimmung aus? Dünne Rindenstücke von denselben Objekten wurden in absolutem Alkohol möglichst schnell entwässert; der Alkohol wurde dann durch Äther ersetzt. Die Rindenstücke wurden im Vakuum schnell getrocknet und pulverisiert. 2 g Substanz nahmen unter gleichen Bedingungen 5 ccm O auf und gaben 5,1 ccm CO_2 aus.

Kaum weniger anders steht es mit der Empfindlichkeit der hydrolytischen Eigenschaften. Aus meinen Schriften greife ich auch hierfür ein Beispiel heraus: Eine kräftige Diastaselösung, aus Malz dargestellt, wurde in 2 Teile — A und B — geteilt. Die Lösung A wurde eine halbe Stunde auf 60° erhitzt. Von beiden Lösungen wurden je 2,5 ccm abgehoben und gleichzeitig zu 100 ccm eines 1—2prozentigen Stärkekleisters gegeben; nach 30 Minuten wurde durch gleichzeitiges Erhitzen die Saccharifikation unterbrochen.

5 ccm der Lösung A reduzierten 0,3 ccm Fehlingsche Lösung.
5 „ „ „ B „ 3,1 „ „ „

Nach dem JAKOBSONschen Versuch kann man eine Diastase in dieser Weise so verändern, daß sie ihre spezifische Eigenschaft, Guajak in Verbindung mit H_2O_2 zu bläuen, verliert. So lassen sich auch Globuline, die sich von den Albuminen dadurch unterscheiden, daß sie in Salzlösungen löslich sind und sich von diesen durch den Dialysator trennen, durch Erhitzen so verändern, daß sie ihre spezifische Eigenschaft verlieren: sie sind denaturiert.

Die Sekretionsdiastase gehört zu den Körpern, die der Forschung viele Schwierigkeiten bereitet haben. Die hydrolytische Eigenschaft wurde bekanntlich 1812 von KIRCHHOF entdeckt, während schon 1809 GÖTTLING die Beobachtung gemacht hatte, daß ein Gemenge von Guajakharz, arabischem Gummi und Minzenwasser allmählich eine blaue Färbung annahm. Erst viel später, 1868, wandte SCHÖNBEIN noch das Wasserstoffsuperoxyd an und hielt die Reaktion charakteristisch für Malzdiastase.

Diese Reaktion (Guajak + H_2O_2) habe ich 1895 für mikroskopische Untersuchungen benutzt und gezeigt, daß überall da, wo im Gewebe Stärkelösung eintritt, auch die Blaufärbung mit den genannten Reagenzien hervorgerufen werden kann.

Nach den erwähnten Versuchen von JAKOBSON, welcher zeigte, daß beim Erhitzen einer Diastaselösung die katalytische Eigenschaft eher schwindet als die hydrolytische, nahm man allgemein an, daß die Reaktion, Guajak + H_2O_2, durch ein besonderes Enzym hervorgerufen wird, welches man nach SPITZER's Vorgang 1897 Peroxydase nannte. Nachdem nun noch BACH und CHODAT beobachtet hatten, daß Peroxydasen den Sauerstoff der Oxydasen, die wie Peroxyde fungieren, stark zu aktivieren vermochten, galt die spezifische Enzymnatur der Peroxydase für gesichert, denn nun war ja für dieses Enzym das Substrat gefunden.

Es ist wohl anzunehmen, daß da, wo eine starke Oxydation stattfindet, wie z. B. in aufbrechenden Knospen usw., eine solche Aktivierung vor sich geht; aber sicherlich nicht kommt die Peroxydasefärbung nur einem Körper zu. Bei der Gramineenkeimung werden vom Embryo aus große Mengen „Peroxydase“ in das stärkehaltige Endosperm sezerniert, in welchem keine Neubildungen von Enzymen oder Reservematerial mehr vor sich gehen. Hier wird das letztere auch ohne Sauerstoff gelöst, und die Peroxydase hätte kein Substrat, da die Oxydase fehlt.

Meine jetzige Methode, die Enzyme zu untersuchen, kann man als Chromogramm-Methode bezeichnen. So weit ich augenblicklich urteilen kann, liegt der hauptsächlichste Vorteil derselben darin, daß man in den frisch sezernierten Säften die einzelnen Enzyme in ihren Wirkungen nebeneinander erkennen und vergleichen kann. Sie beruht darauf, daß durch gleichzeitige Kapillaritäts- und Diffusionswirkung eine Trennung der einzelnen Körper aus einem Säftegemisch vor sich geht.

Beispiel: Auf ausgespanntes schwedisches Filtrierpapier bringt man zunächst einen Wasserring, d. h. man feuchtet eine ringförmige

Zone gleichmäßig an (durch Aufdrücken von angefeuchtetem um eine Glasröhre gelegtem Filtrierpapier). In das Zentrum bringt man z. B. 2 Tropfen einer mit $HgCl_2$ und $NiCl_2$ gesättigten Lösung, die alsbald mit dem Wasserring in Berührung kommt und denselben nach außen drängt. Der Vorgang, welcher im dampfgesättigten Raume stattfinden muß und bei veränderlichen Körpern noch unter Wasserstoff, kommt schließlich zur Ruhe. Alsdann zerschneidet man das Kapillarisationsfeld in Sektoren, die man auf Fließpapier bringt, welches man mit den verschiedenen Reagenzlösungen getränkt hat. Nach der Einwirkung fügt man die Sektoren zu dem Chromogramm wieder zusammen, auf welchem dann verschiedene Zonen sichtbar geworden sind.

In unserem vorliegenden Fall kann man die beiden Indikatoren K_4FeCy_6 + KJ in einer Lösung anwenden. Nach einigen Vorversuchen findet man leicht die Konzentration, und wir haben auf unserem Chromogramm zwei Zonen: die äußere ist blaugrün, enthält das Nickelsalz und hat eine Breite von 8 mm, die innere zentrale Zone ist rot, enthält (neben etwas Nickelsalz) das Quecksilbersalz und hat einen Durchmesser (2 r) von 7 bis 7,5 cm. Unter gleichen Bedingungen ohne Wasserring betrug die Breite der äußeren Zone nur 2 mm.

Nach dieser Methode hat die vom Scutellum sezernierte Diastase auch die Eigenschaft einer Peroxydase, und beim Erhitzen derselben findet eine Art Denaturierung statt; außerdem kommen in der Natur noch Peroxydasen ohne Nebenwirkung vor, welche sich aber durch eine andere Kapillaritätswirkung unterscheiden, worüber in der ausführlichen Mitteilung eingehende Angaben gemacht werden. Eigenartig ist z. B. eine Peroxyolease.

Während die Oxydasen den Charakter eines Peroxydes (Bach und Chodat) besitzen, vergleiche ich die Peroxydasen am besten mit Cu_2O, auf dessen katalytische Eigenschaften ich früher aufmerksam gemacht habe.

Von anderen interessanten Ergebnissen will ich hier eins besonders hervorheben. Bringt man einige Parenchymzellen der Kartoffelknolle und ebenso einige Hefezellen in H_2O_2, so erfolgt eine stürmische Gasentwicklung. Folglich enthalten beide Objekte das „Enzym Catalase“. Die Chromogramm-Methode zeigte unzweideutig an, daß nicht ein und derselbe Körper die Spaltungsursache ist. In der Parenchymzelle ist eine Antioxydase vorhanden — kein neues Enzym! Der Name bedeutet nur, daß ein Körper mit schwach reduzierenden Eigenschaften vorliegt, welcher die

Oxydasereaktion hemmen kann. In der Hefezelle ist eine Hydrogenase enthalten, welche die Spaltung verursacht und welche mit Schwefel H_2S entwickelt.

In einer früheren Schrift[1]) habe ich durch eingehende quantitative Untersuchungen zu zeigen versucht, daß die Hydrogenase eine gewisse Rolle bei der alkoholischen Gärung spielt. Beispielsweise erwähnte ich, daß die Entbindung von H_2S gleichzeitig mit der Gärung unterdrückt wird, wenn man der Gärflüssigkeit mehr und mehr NaCl zusetzt; ferner: nimmt man durch Schwefel der Gärflüssigkeit einen Teil des naszierenden Wasserstoffs durch Entbindung von H_2S fort, so entsteht etwas Alkohol weniger. Ich kam durch diese quantitative Messungen zu dem Ergebnis, daß der naszierende Wasserstoff auf Glukosezerfallgruppen (gespalten durch Zymase) einwirkt und Alkohol bilden kann.

Mit Hilfe der Kapillaranalyse ließ sich gleichfalls zeigen, daß die Hydrogenase aktiv bei der Aufspaltung des Glukosemoleküls beteiligt ist.

Die mit ein wenig Toluolwasser verdünnte Masse einer obergärigen, mit Glas und Glyzerin zerriebenen Hefe wurde in der Weise in das Zentrum des Wasserrings gegeben, daß die einzelnen Tropfen nacheinander auffielen. Nachdem unter Wasserstoff sich ein Kapillarisationsfeld ausgebildet hatte, wurde auf demselben die Oxydasereaktion hervorgerufen, wodurch ein weißes Feld mit violetten Ringen entstand. Die Hefe enthielt danach Oxydase und Hydrogenase, welche H_2O_2 spaltete. Die violetten Ringe entsprachen den einzelnen Tropfen. Ein ähnliches Feld, aber mit einfacher Ringbildung, wurde mit Schwefelblumen gleichmäßig bestäubt und dann halbiert. Die eine Hälfte wurde mit Toluolwasser, das ca. 10 pCt. Glukose enthielt, das andere ohne Glukose angefeuchtet. Beide wurden mit Bleizuckerpapier, das auf einer Glasplatte haftete, in 1 mm Entfernung zum Auffangen des H_2S überdeckt und kamen in Wasserstoff. Nach 24 Stunden zeigte die Schattierung der Bleizuckerpapiere die unterschiedliche Entwicklung von H_2S an. Die Glukosehälfte hat weit mehr H_2S geliefert, und es muß daher die Hydrogenase bei der Aufspaltung des Glukosemoleküls aktiv in Tätigkeit treten.

Die Chromogramm-Methode habe ich nach verschiedenen Richtungen hin weiter ausgebildet.

---

1) Untersuchungen über die Atmung und Atmungsenzyme der Hefe. Zeitschr. f. d. ges. Brauwesen. XXVII. 1904.

Erwähnt sei nur noch folgendes: In dem Chromogramm des Hefezellsafts ließ sich neben einer nur auf Tetramethylparaphenylendiaminchlorid wirkenden Oxydase noch eine Peroxydase nachweisen, zu deren Erkennung ich eine Lösung von Ursoltartarat mit etwas Wasserstoffsuperoxyd verwandte. Diese Tatsache erhält dadurch eine gewisse Bedeutung, daß es nach der gleichen Methode nicht gelang, in frischen Zellsäften, z. B. in denen von Knospen, Parenchymzellen u. a. die beiden Körper resp. Enzyme zu trennen, welche den molekularen Sauerstoff (Oxydasewirkung) und den aus H_2O_2 abgespaltenen (Peroxydasewirkung) auf Chromogene übertragen.

Das vollständige Chromogramm, welches man von dem Zellsaft obergäriger Hefe erhalten kann, zeigt von außen nach innen in den einzelnen Zonen folgende Enzymwirkungen an:

Peroxydase — Hydrogenase — Oxydase — Invertase und Zymase, welche nach unserer Methode (soweit ich bis jetzt urteilen kann) auch eine stark reduzierende Eigenschaft besitzt.

Weiter ließ sich die Methode mit großem Vorteil in der Keimungsphysiologie verwenden; z. B. konnte im embryonalen Endosperm neben einer Peroxydase noch ein diastatisches Enzym aufgefunden werden, welches gleichfalls peroxydasische Eigenschaften besaß und auf Stärke schwach hydrolytisch wirksam war. Nach ROUX ist eine solche Diastase mit geringem Lösungsvermögen zur Mitwirkung der Koagulase nötig, welche auch in den embryonalen Endospermzellen besonders peripherisch um die Zellkerne nachgewiesen werden konnte. Weitere Angaben über alle diese Erscheinungen behalte ich mir für die ausführliche Mitteilung vor.

11.
6.
s₁
s₂
1.
4.
3.
5.
a
s₁
s₂
2.
s₂
1
3
4
6
5
7.
s₁
2
s₂
9.
10.
12.
8.

Es wird gebeten, alle wissenschaftlichen Zusendungen für die Sitzungen im Jahre 1908 **mit genauer Angabe der Adresse des Absenders** an Herrn Geh. Oberregierungsrat Prof. Dr. A. Engler in Dahlem-Steglitz, k. bot. Garten, zu richten.

Die wissenschaftlichen Sitzungen finden mit Ausnahme der Monate August und September am letzten Freitag jeden Monats abends 7 Uhr statt.

☛ Sämtliche Mitteilungen für die Berichte müssen spätestens **acht Tage vor der Sitzung**, für welche sie bestimmt sind, dem Vorsitzenden **vollständig druckreif** im Manuskript — **die Tafeln genau im Format** (12/18 *cm*) — eingereicht werden. **Die Mitteilungen sollen der Regel nach den Umfang von 8 Druckseiten nicht überschreiten.** (Reglement § 19.) Die Aufnahme von Mitteilungen, welche in unrichtigem Deutsch abgefasst sind, muss wegen der daraus entstehenden Unzuträglichkeiten beanstandet werden. Die Beanstandung betrifft auch Arbeiten, welche Diagnosen in fehlerhaftem Latein enthalten. Es wird gebeten, im Manuskript nur eine Seite zu beschreiben und am Kopfe desselben die Anzahl der gewünschten Sonderabdrücke anzugeben.

Die Verantwortlichkeit für ihre Mitteilungen tragen die Verfasser selbst.

Alle auf die Veröffentlichung der Berichte bezüglichen Schriftstücke, Korrekturen usw. sind zu senden an Herrn Dr. W. Wächter, Steglitz bei Berlin, Florastr. 2B. Ein unmittelbarer Verkehr zwischen den Autoren und der Druckerei findet nicht statt.

Vorstand und Kommissionen der Gesellschaft für das Jahr 1908.

Für die Generalversammlung: Schwendener, Präsident; Drude, Stellvertreter.

Für die wissenschaftlichen Sitzungen in Berlin: Engler, Vorsitzender; Kny, erster Stellvertreter, O. Reinhardt, zweiter Stellvertreter; H. Fischer, erster Schriftführer, Köhne, zweiter Schriftführer, Lindau, dritter Schriftführer.

Schatzmeister: O. Appel.

Redaktions-Kommission: A. Engler, H. Fischer, Köhne, Lindau, Ascherson, Gilg, Kolkwitz.

Geschäftsführender Sekretär: W. Wächter.

Alle Geldsendungen, sowie die auf das Bezahlen der Jahresbeiträge bezüglichen Schriftstücke, werden franko „An die Kur- und Neumärkische Darlehnskasse für die Deutsche Botanische Gesellschaft, Berlin W. 8, Wilhelmplatz 6“, erbeten. Der Beitrag beträgt **für ordentliche Berliner Mitglieder Mk. 20, für auswärtige ordentliche Mk. 15, für alle ausserordentlichen Mitglieder Mk. 10.** Alle event. Reklamationen, die Versendung der Berichte und Sonderabdrücke betr., sind **innerhalb sechs Monate nach Abschluss des betreffenden Bandes** unmittelbar an die Verlagshandlung, Gebr. Borntraeger, Berlin SW 11, Grossbeeren-Str. 9, zu richten. Adressenänderungen sowie alle das Mitgliederverzeichnis betreffenden Berichtigungen oder sonstige geschäftliche Mitteilungen bittet man an Herrn Dr. W. Wächter, Steglitz bei Berlin, Florastr. 2B, zu senden.

Sonderabdrücke aus unseren Berichten

unterliegen folgenden Bestimmungen:

1. Jeder Autor erhält **50 Sonderabdrücke mit Umschlag broschiert kostenfrei** geliefert.
2. Für Mehrabzüge wird, sofern die Bestellung der Überzahl vor der letzten Korrektur erfolgt, die Berechnung nach folgendem Tarif durchgeführt:

1.	für jeden verwandten Bogen Papier zum Text	2	Pfennige
2.	für jede schwarze Tafel einfachen Formates .	5	„
3.	bei mehrfarbigen Tafeln für jede Farbe pro Tafel mehr	3	„
4.	bei Doppeltafeln pro Tafel mehr	2	„
5.	Buchbinderlohn für jeden Abdruck	1,35	„
6.	für jeden Umschlag	1,5	„
7.	für einen besonderen Titel auf dem Umschlage, falls ein solcher gewünscht wird	3,50	Mark.

Pfennige, welche durch 5 nicht teilbar sind, werden nach oben auf 5 abgerundet.

Verlag von Gebrüder Borntraeger in Berlin
SW 11, Grossbeeren-Strasse 9

Thesaurus litteraturae mycologicae

et lichenologicae ratione habita praecipue omnium quae adhuc scripta sunt de mycologia applicata quem congesserunt **G. Lindau** et **P. Sydow.** Volumen primum. pars prima. Subskriptionspreis 31 Mark 25 Pfg.

Die ausserordentlich schnelle Entwickelung der systematischen Mykologie und die zunehmende Bedeutung, die die Pilzkunde auf weiten Gebieten des praktischen Lebens gewonnen hat und immer mehr gewinnen wird, lässt die Zusammenstellung des vorliegenden Thesaurus als notwendig und nützlich erscheinen. Daher wird das Werk einmal für die Vertreter der rein wissenschaftlichen Mykologie (einschliesslich Flechtenkunde) von Wert sein, es werden aber als Interessenten auch die Praktiker in Frage kommen, diejenigen, die sich mit der angewandten Mykologie, Phytopathologie, Gärung, Forst- und Landwirtschaft, Medizin usw. — beschäftigen. —

Die wirtswechselnden Rostpilze.

Versuch einer Gesamtdarstellung ihrer biologischen Verhältnisse von **Prof. Dr. L. Klebahn.** Mit 8 Tafeln. Geheftet 20 Mark, solid gebunden 23 Mark.

Das Werk gibt in zusammenhängender übersichtlicher Darstellung ein Gesamtbild vom gegenwärtigen Stande der Biologie der Rostpilze.

Monographia Uredinearum

seu specierum omnium ad hunc usque diem descriptio et adumbratio systematica auctoribus **P. et H. Sydow.** Volumen I: Genus Puccinia. Cum XLV tabulis. Geheftet 75 Mark.

Die Ausgabe des Werkes erfolgt in zwanglosen Lieferungen von 12—15 Druckbogen. Zirka 60 Druckbogen bilden einen Band — Der Subskriptionspreis des Druckbogens beträgt eine Mark: nach Vollendung eines Bandes wird der Preis für denselben erhöht.

... . . . Die Verfasser haben sich die grosse Aufgabe gestellt, eine vollständige Darstellung der sämtlichen bis heute bekannten Uridineen zu geben. Es wird den Verfassern die Anerkennung nicht versagt werden, dass sie eine Arbeit in die Hand genommen haben, die nicht nur den Uredineenforschern, sondern allen Mykologen gute Dienste leisten wird."

Ed. Fischer in Botan. Zeitung.

Ausführliche Prospekte gratis und franko.

Druck von A. W. Hayn's Erben, Berlin SW 68.

BAND XXVI a. JAHRGANG 1908. HEFT 3.

BERICHTE

DER

DEUTSCHEN

BOTANISCHEN GESELLSCHAFT.

GEGRÜNDET AM 17. SEPTEMBER 1882

SECHSUNDZWANZIGSTER JAHRGANG.

HEFT 3.

AUSGEGEBEN AM 23. APRIL 1908.

BERLIN,
GEBRÜDER BORNTRAEGER,
1908.

Inhaltsangabe zu Heft 3.

Seite
Sitzung vom 27. März 1908 197

Mitteilungen:

24. W. W. Lepeschkin: Über den Turgordruck der vakuolisierten Zellen 198
25. M. Tswett: Ist der Phosphor an dem Aufbau der Chlorophylline beteiligt? 214
26. E. Ule: Über eine neue Gattung der Capparidaceen mit Klettervorrichtungen. (Mit Tafel II.) 220
27. H. Harms: Über Geokarpie bei einer afrikanischen Leguminose. (Mit Tafel III.) 225
28. W. W. Lepeschkin: Über die osmotischen Eigenschaften und den Turgordruck der Blattgelenkzellen der Leguminosen 231
29. E. Hannig: Die Bindung freien atmosphärischen Stickstoffs durch pilzhaltiges Lolium temulentum. (Mit einer Textfigur.) (Vorläufige Mitteilung.) 238
30. Ernst Küster: Keimung und Entwicklung von Schimmelpilzen in gebrauchten Nährlösungen. (Vorläufige Mitteilung.) 246
31. H. Ross: Der anatomische Bau der mexikanischen Kautschukpflanze „Guayule“, Parthenium argentatum Gray. (Mit 7 Textfiguren.) 248
32. L. Wittmack: Ein goldener Eichenkranz und goldverzierte Nymphaeaceen-Stiele in einem Hügelgrab zu Pergamon. (Mit 6 Abbildungen im Text.) 263

Nächste Sitzung der Gesellschaft:

Freitag, den 24. April 1908,

abends 7 Uhr,

im Hörsaale des Neuen Botanischen Museums in Dahlem

bei Steglitz, Königin-Luise-Str. 6/8.

Sitzung vom 27. März 1908.

Vorsitzender: Herr A. ENGLER.

Der Vorsitzende macht der Gesellschaft Mitteilung von dem Ableben unseres ordentlichen Mitgliedes, des Herrn

Dr. O. Kambersky,

Vorstand der landwirtschaftlichen Versuchs- und Samenkontrollstation in Troppau.

Um das Andenken des Verstorbenen zu ehren, erhoben sich die Anwesenden von ihren Sitzen.

Als ordentliches Mitglied ist vorgeschlagen: Herr

Snell, Dr. **Karl,** Assistent am botanischen Institut der landwirtschaftlichen Akademie in **Poppelsdorf-Bonn** (durch L. JOST und M. KOERNICKE).

Preiserteilung.

Auf unser Preisausschreiben vom April 1906 ist eine in französischer Sprache abgefaßte Bewerbungsschrift mit dem Motto eingegangen: L'expérience est la seule méthode précise; c'est la base de toute discussion scientifique (PASTEUR).

Wir haben diese mit zahlreichen Abbildungen ausgestattete Bewerbungsschrift geprüft und — da sie einen günstigen Eindruck machte — noch das Gutachten eines ausländischen Fachmannes, der korrespondierendes Mitglied unserer Gesellschaft ist, eingeholt. In diesem Gutachten ist die Arbeit als des vollen Preises würdig bezeichnet.

Der Vorstand hat demgemäß beschlossen, die eingereichte Bewerbungsschrift mit dem vollen Preise (1000 M. nebst Zinsen) zu krönen. Der beigelegte Umschlag mit dem oben angeführten Motto wurde hierauf geöffnet, um den Autor zu ermitteln.

Der Name desselben ist:

Dr. **R. Chodat,** Professor der Botanik in **Genf.**

Die Veröffentlichung der Preisschrift bleibt dem Autor überlassen.

Berlin, im März 1908.

Im Namen des Vorstandes:
S. SCHWENDENER.

Mitteilungen.

24. W. W. Lepeschkin: Über den Turgordruck der vakuolisierten Zellen.

(Eingegangen am 6. März 1908.)

In den letzten Jahren befasste ich mich mit der Aufklärung der Beziehungen zwischen dem Turgordruck und dem Wachstum der pflanzlichen Zellen und sah mich schließlich veranlaßt, zuerst die Turgorerscheinung selbst und den Einfluß von äußeren Faktoren auf dieselbe so weit wie möglich ins Klare zu bringen. Unsere Kenntnisse auf diesem Gebiete schienen mir durchaus nicht so vollständig zu sein, daß man sie zur Erklärung des Wachstumsmechanismus verwenden könnte.

Da der Turgordruck an die osmotischen Eigenschaften der Zellen unmittelbar gebunden ist, so bezieht sich der vorliegende und die in Aussicht stehenden Aufsätze auch auf diese; demnach dürften die Ergebnisse, welche von mir erhalten wurden, auch für die Ernährungslehre der Pflanzen von Bedeutung sein.

I. Terminologie.

Unter dem Namen Turgor und Turgeszenz verstanden frühere Forscher die bekannte Erscheinung der Gewebespannung, hervorgerufen durch den Anprall des aufgesogenen Wassers[1]). Später wurden aber die beiden Namen öfters in verschiedenem Sinne gebraucht; so wurde mit dem Namen Turgor der hydrostatische Druck, der vom endosmotisch aufgesogenen Wasser auf die Zellwände ausgeübt wird, bezeichnet[2]), während man unter Turgeszenz „die innere Spannung und die äußere Stärke der Gewebe“1) und bisweilen, wie es scheint, auch die elastische Dehnung der Zellhaut infolge des inneren Drucks verstand2). Nachdem PFEFFER den inneren Zellendruck in die ihn zusammensetzenden Kräfte zerlegte, schlug derselbe den Namen Turgor für die Gesamtspannung, welche aus der antagonistischen Gegenwirkung des vom Zellinhalt ausgeübten Drucks und der Spannungskräfte der Zellwände resultiert, vor, während er den Druck selbst öfters mit Turgorkraft bezeichnete3). Doch wurden die auf die Turgorerscheinung sich beziehenden Namen auch nach Publikation des zitierten Werkes PFEFFERs sehr willkürlich gebraucht. So wurde die Turgorkraft bald mit dem Namen Turgeszenz bezeichnet4), bald mit der Konzentration des Zellsafts identifiziert5). Das Fehlen bestimmter Namen für die Größen, welche die Turgorerscheinung ausmachen, rief bisweilen Mißverständnisse hervor6) und veranlaßte manche Forscher, neue Benennungen einzuführen7). Die Unbestimmtheit der Nomenklatur macht sich besonders in der Arbeit von PANTANELLI8) fühlbar, wo verschiedene Größen mit demselben Namen und umgekehrt bezeichnet wurden.

---

[1]) DUTROCHET, Mémoires p. serv. a l'hist. v. veg. Brüssel 1837. NÄGELI. Pflanzenphysiol. Unters. 1855. I. W. HOFMEISTER, Pflanzenzelle, 1867.

[2]) SACHS, Lehrbuch d. Botanik, IV. Aufl. ESCHENHAGEN, Einfluß von Lösungen verschied. Concentrat. usw. 1889. Diss. Leipzig. COPPELAND, Ueb. d. Einfluss. v. Licht u. Temp. auf d. Turgor. Diss. Halle 1896. STANGE, Beziehung zw. Substratkonzentration, Turgor usw. Bot. Ztg. 1892, S. 253 u. A.

Bevor ich zur Darlegung meiner Beobachtungen und Schlußfolgerungen übergehe, sehe ich mich in Anbetracht des Gesagten veranlaßt, eine feste Terminologie der Größen, die sich auf die Turgorerscheinung beziehen, aufzustellen.

Unter dem Namen Turgor und Turgeszenz wäre es am zweckmäßigsten, nur die bekannte Erscheinung der Zellen- resp. Gewebestraffheit, veranlaßt durch den inneren Zelldruck, zu verstehen; für die Benennung der Größen dagegen die zwei folgenden Namen zu gebrauchen.

In allen Fällen würde ich den gesamten vom Zellinhalt auf die Zellwände9) ausgeübten Druck mit dem Namen Tur-

---

1) VAN TIEGHEM, Traité de Botanique. 1891.

2) ESCHENHAGEN l. c. S. 23. PANTANELLI, Zur Kenntnis d. Turgorregulation usw. Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. 40, 1904, S. 316.

3) PFEFFER, Zur Kenntnis d. Plasmahaut u. Vacuolen. 1890, S. 297 Pflanzenphysiologie, II. Aufl., Bd. I, S. 117, Bd. II, S. 453.

4) AUBERT, Ann. d. scienc. natur. ser. VII, 1892, T. 16. RYSSELBERGHE, Reaction osmotique des cellules usw. Bruxelles 1899, p. 21. (Mem. cour. publ. p. l'Ac. roy. d. Belgique.)

5) COPELAND. Ueb. Einfl. v. Licht usw. Diss. 1896, Halle, S. 4 u. f.

6) COPELAND, l. c. S. 37.

7) RYSSELBERGHE, l. c. S. 36—40.

8) PANTANELLI, Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. 40, 1904, S. 316 u. f.

9) Diese Wände dürfen auch plasmatischer Natur sein.

gordruck bezeichnen und ihn in Atmosphären (1033 g auf qcm) ausdrücken[1]). Andererseits würde ich unter dem Namen Turgordehnung stets die elastische relative Verlängerung der Zellwand in irgend einer Richtung, veranlaßt durch den Turgordruck, verstehen. Wenn z. B. L die Zellwandlänge beim Turgordruck P, und L_0 dieselbe beim Ausbleiben des Drucks in der Zelle ist, so ist die Turgordehnung der Länge nach gleich $\frac{L - L_0}{L_0}$.

Durch die angeführten zwei Größen wird die Turgorerscheinung vollkommen bestimmt. Außerdem kann diese Erscheinung beim Ausbleiben einer dieser Größen (des Turgordrucks oder der Turgordehnung) nicht mehr existieren. Dieselbe würde z. B. fehlen, wenn die Zellwand so fest und spröde wäre, daß sie durch den vorhandenen Turgordruck nicht gedehnt werden könnte[2]). Auch könnte von der Turgorerscheinung keine Rede sein, wenn die Wände der toten Zellen durch die angrenzenden Gewebeschichten oder in anderer ähnlicher Art gedehnt würden.

Die Turgordehnung in irgend einer bestimmten Richtung ist offenbar eine Funktion des Turgordrucks und der mechanischen Eigenschaften der Zellwand. Bei konstanter Dicke und Elastizität der letzteren läßt sich also die Turgordehnung nach dem Turgordruck und umgekehrt berechnen. Dies trifft selbstverständlich nur dann zu, wenn kein Druck von außen auf die Zellwand ausgeübt wird. Im Gegenteil muß der Turgordruck durch Differenz dieses und des Außendrucks ersetzt werden, wenn die Zelle in irgend einer Richtung von außen gedrückt wird. Bei Gleichheit des Turgordrucks und des Außendrucks nach allen Richtungen hin ist die Turgordehnung gleich Null und bleibt daher die Turgeszenz der Zelle aus.

II. Die den Turgordruck zusammensetzenden Kräfte.

In der oben zitierten Abhandlung stellte PFEFFER fest, daß der Turgordruck, wenn er auch meistenteils durch die osmotische

---

[1]) Von ERRERA (Bull. d. l'Ac. roy. d. Belgique. 1901. III, S. 135) wurde eine andere Einheit zur Messung des osmotischen Drucks empfohlen. Um das Einführen eines neuen Namens in die Physik zu vermeiden, würde ich aber die frühere Einheit vorziehen.

[2]) In diesem Falle würde irgend eine Spannung der Zellen und Gewebe fehlen und die Straffheit derselben nicht durch den Turgordruck verursacht werden. Übrigens scheint eine Turgordehnung nie gleich Null zu sein und bedürfen die Angaben REINHARDTs (SCHWENDENERs Festschrift. 1899. S. 439 bis 446) einer genaueren Nachprüfung (s. auch PANTANELLI, l. c. S. 315 u. 319).

Kraft bestimmt wird, wenigstens aus vier Kräften zusammengesetzt wird. Hierzu gehört außer dem osmotischen Druck der Zentraldruck, welcher aus der Kohäsion der Moleküle des zähflüssigen Plasmas entsteht, der Quellungsdruck des letzteren und der osmotische Druck der im Plasma gelösten Stoffe. Doch übt der letztere Druck, wie es PFEFFER auseinandersetzt[1]), keinen Einfluß auf den Turgordruck der vakuolisierten Zelle aus. Dasselbe gilt auch für die Quellungskraft des Plasmas, weil jeder von diesem ausgehende Druck sowohl gegen die Zellwand als auch gegen die Vakuole mit gleicher Kraft einwirkt. Wenn wir daher durch p_i den osmotischen Druck des Zellsafts, durch p_a denselben der die Zellhaut imbibierenden Flüssigkeit und durch p_c den Zentraldruck irgend einer Vakuole bezeichnen, so ist der Turgordruck der Zelle $P = p_i - p_a - p_c$.

Zurzeit gibt es keine genaue Methode für die direkte Bestimmung des Turgordrucks[2]). Daher ist man genötigt, denselben aus den ihn zusammensetzenden Kräften zu berechnen. Wir wenden uns also der Betrachtung der letzteren zu.

III. Der Zentraldruck.

Es wurde schon von PFEFFER[3]) darauf hingewiesen, daß zur Zeit für die genaue Bestimmung „des von Hautschicht und Vakuolenhaut ausgehenden Zentraldrucks“ die Kenntnis der Oberflächenspannung des Plasmas fehlt. Der annähernde Wert des Zentraldrucks würde sich aber ohne diese Kenntnis bestimmen lassen, weil die Oberflächenspannung verschiedener Flüssigkeiten nicht sehr variiert. Doch konnte man nicht die im Lehrbuch von NÄGELI und SCHWENDENER[4]) für den Radialdruck angegebene Formel zur Bestimmung des Zentraldrucks verwerten, wie es PFEFFER tun zu können glaubt, weil die Tangentialspannung der NÄGELIschen Formel mit der Oberflächespannung nichts gemein hat. Für die Berechnung des Zentraldrucks, der aus den Drucken der äußeren konvexen und der inneren konkaven Oberflächen des Plasmas resultiert[1]), muß man sich der Formel von LAPLACE zuwenden: $p_c = K_1 + \alpha_1 \left(\frac{1}{R_1} + \frac{1}{R_2}\right) - K_2 + \alpha_2 \left(\frac{1}{r_1} + \frac{1}{r_2}\right)$[2]), wo K_1 und K_2 — die Normaldrucke an der Grenze des Plasmas und der Zellwand einerseits und an der Grenze des Plasmas und des Zellsafts anderseits, α_1 und α_2 — die Oberflächenspannungen an beiden Grenzen, R_1 und R_2 — die Krümmungsradien von zwei normalen Hauptschnitten der äußeren und r_2 und r_1 — dieselben der inneren Plasmaoberfläche sind.

---

[1]) l. c. S. 293.

[2]) Die Stabilität der mechanischen Eigenschaften der Zellwände vorausgesetzt, läßt sich in einzelnen Fällen gewiß die Veränderung des Turgordrucks annähernd bestimmen (PFEFFER, Physiologische Untersuchungen, 1873 S. 119 und Periodische Bewegungen 1875 S. 105), doch scheint mir die Bestimmungsmöglichkeit der absoluten Druckhöhen mittelst des Dynamometer oder der Beobachtung der Turgordehnung einstweilen dahingestellt zu sein (PFEFFER, l. c.).

[3]) Zur Kenntnis der Plasmahaut und Vakuolen p. 298.

[4]) NÄGELI und SCHWENDENER. Das Mikroskop, 1877, II. Aufl. S. 414.

Da die Größen K_1 und K_2, wenn sie nicht gleich 0 sind, den Größen α_1 und α_2 nicht proportianal sind und da, wie es die Beobachtung zeigt, die Gleichheit $K_n - K_m = K_{n,m}$ $(= - K_{n,m})$[3]) erfüllt sein muß, behalten alle aneinander geschichteten Flüssigkeiten ihre Normaldrucke, als ob sie nur mit der Luft in Berührung wären[4]). Demnach ist $K_1 = K_2$.

Was nun die Größen α_1 und α_2 anbelangt, so dürfen sie nicht wesentlich voneinander verschieden sein, weil einerseits die Zellwand durch das Plasma nicht benetzt wird (das ist durch die Plasmolyse bewiesen) und die Kohäsion zwischen denselben als eine Kohäsion zwischen dem Plasma und der die Zellwand imbibierenden Flüssigkeit betrachtet werden kann, anderseits verändert sich die gemeinsame Oberflächenspannung beim Auflösen von Salzen u. a. in den Flüssigkeiten[5]) nur unwesentlich. Wir nehmen an $\alpha_1 = \alpha_2$.

Schließlich haben wir also den folgenden Ausdruck für den Zentraldruck: $p_c = \alpha \left(\frac{1}{R_1} + \frac{1}{R_2} + \frac{1}{r_1} + \frac{1}{r_2}\right)$, oder, wenn die Zelle eine kugelige Form besitzt: $p_c = 2\alpha \left(\frac{1}{R} + \frac{1}{r}\right)$, wo R — der innere

---

[1]) Im Falle der Wandeinbuchtung in das Plasmainnere wird die äußere Plasmaoberfläche konkav und die innere konvex und wird demnach auch der Zentraldruck positiv, d. h. nach außen gerichtet.

[2]) Die Formeln, welche in den Aufsätzen von TSWETT (Bullet. d. Labor. d. bot. d. l'univ. d. Génève, vol I. 1896, S. 136) und PANTANELLI (Jahrb. f. wiss. Bot., Bd. 40 S. 311) angeführt sind, sind unrichtig. S. auch WINKELMANN, Handbuch der Physik, Bd. I, 1891, S. 453 u. ff.

[3]) WINKELMANN. Handbuch der Physik. I. Bd. S. 487—490. K_n ist der Normaldruck an der Grenze der Flüssigkeit n und der Luft, K_m — der Normaldruck an der Grenze der Flüssigkeit m und der Luft und $K_{n,m}$ — derselbe Druck an der gemeinsamen Oberfläche der beiden Flüssigkeiten n und m.

[4]) Die Zellwand kann man in diesem Falle als eine Flüssigkeitsschicht betrachten.

[5]) LERCH. Ann. d. Physik, 1902, Bd. 9 S. 434. LENKEWITZ. Unt. üb. d. Kapilarität. Dissertat., 1904, Münster.

Radius der Zelle und r — der Vakuolenradius ist. Seinen physikalischen Eigenschaften und seiner chemischen Zusammensetzung nach kann das Plasma zwischen die organischen Flüssigkeiten mit großem Molekulargewicht, so z. B. zwischen geschmolzenes Wachs, Zucker, Fett bei Temperaturen, die dem Schmelzpunkt nahe sind, gestellt werden. Die Kapillaritätskonstante solcher Körper a^2 schwankt zwischen 7 und 9[1]). Daher kann man die Oberflächenspannung des Plasmas $\alpha = \frac{a^2}{2s}$, wo S — sein spez. Gewicht, das 1 sehr nahe ist, mit großer Wahrscheinlichkeit gleich $4 \frac{\mathit{Milligramm}}{\mathit{Millimeter}}$ setzen[2]). Wenn $R = 0{,}1$ bis $0{,}001$ mm und $r = 0{,}1$ bis $0{,}001$ mm ist, schwankt also der Zentraldruck zwischen 160 und $16000 \frac{\mathit{Milligr.}}{(\mathit{Millim.})^2}$ oder 0,016 und 1,6 Atmosphären. Wenn $r = o$, $p_c = \infty$ ist, verschwindet demnach bei gewissen genügend kleinen Dimensionen eine jede Vakuole, trotz dem hohen osmotischen Druck der in ihr enthaltenen Lösung, worauf schon PFEFFER hinwies (l. c.). Andererseits kann eine Vakuole im Plasma nur um einen festen Körper oder Tropfen von nicht mischbarer Flüssigkeit entstehen, weil der osmotische Druck von Lösungen nie gleich ∞ sein kann.

Die Oberflächenspannung variiert bekanntlich nur unwesentlich mit der Temperatur, der Konzentration der Lösung[3]) usw. Daher können die Veränderungen des Zentraldrucks nicht 0,1—0,12 desselben überschreiten und haben also keine wesentliche Bedeutung bei der Variation des Turgordrucks.

IV. Der osmotische Druck des Zellsaftes und der die Zellwand imbibierenden Flüssigkeit.

In diesem Aufsatze kann wegen Raummangels nur auf die

---

[1]) OSTWALD. Lehrbuch d. phys. Chemie, 2 Aufl., Bd. I, 1891, S. 532.

[2]) An der Grenze von Plasma und Wasser (resp. wässeriger Lösung) wird die Größe etwas kleiner, da die Oberflächenspannung von Wasser (oder Lösung) etwas größer ist als die Summe der Oberflächenspannung einer anderen Flüssigkeit und derselben an der Grenze dieser Flüssigkeit und Wasser (s. WINKELMANN. l. c. S. 470. QUINCKE. Ann. d. Phys. u. Chemie, Bd. 139 S. 12). Übrigens schwanken die Oberflächenspannungen von Flüssigkeiten (außer Quecksilber und verflüssigten Metallen) zwischen 2 und 8 und ist daher der Fehler, den wir machen, wenn wir die Oberflächenspannung von Plasma gleich $4 \frac{M_g}{M_m}$ setzen, nicht zu groß für unsere Zwecke.

[3]) OSTWALD, Lehrbuch, II. Aufl. I. Bd. S. 524, 533. LENKEWITZ, Üb. d. Kapilarität. Dissertat., Münster 1904. LERCH, Ann. d. Phys. Bd. 9. 1902.

Diskussion der Abhängigkeit des osmotischen Drucks von der Permeabilität des Plasmaschlauchs für gelöste Stoffe eingegangen werden.

Der osmotische Druck einer beliebigen Lösung kann nicht ohne weiteres direkt bestimmt werden und läßt sich nur aus den bekannten Formeln von ARRHENIUS und VAN T'HOFF, welche die Abhängigkeit des Druckes von der Konzentration der Lösung, elektrischen Dissoziation der gelösten Stoffe und der Temperatur ausdrücken ($P = RCT\,[1 + (n - 1)\,\alpha]$), berechnen[1]. Die direkte Messung des osmotischen Drucks ist bekanntlich nur für die Lösungen derjenigen Stoffe möglich, welche durch die Niederschlagsmembranen nicht diosmieren können. Andererseits zeigte TAMMANN[2], daß das Nichtübereinstimmen der direkt gemessenen osmotischen Drucke mit den theoretischen Werten derselben nur von der Diosmose der gelösten Stoffe herkommt. Dies wurde später auch von VAN T'HOFF[3] und zurzeit, wie es scheint, allgemein anerkannt. Der beobachtete osmotische Druck ist somit eine Funktion der diosmotischen Eigenschaften einer Membran. Wenn wir mit P den beobachteten osmotischen Druck einer Lösung, mit P_0 den osmotischen Druck derselben Lösung, aber in Voraussetzung der Impermeabilität der Membran für gelöste Stoffe, mit μ eine der Permeabilität der Membran proportionale Größe, welche im weiteren Permeabilitätsfaktor genannt werden soll, bezeichnen, so ist, wie aus den Betrachtungen TAMMANNs hervorgeht, $P = P^0$ $(1 - \mu)$[4] $= RCT\,[1 + (n - 1)\,\alpha]\,(1 - \mu)$[5], worin R — die Gaskonstante, welche gleich 0,0821 ist, C — die Konzentration in g-Mol. pro l, T — die absolute Temperatur, n — die Ionenanzahl und α — der Dissoziationsgrad ist.

---

[1] Vor kurzem versuchte KAUFLER (Zeitschr. f. phys. Chemie, 1903 Bd. 43 S. 686, siehe auch PANTANELLI) die mathematische Abhängigkeit des osmotischen Drucks von der Oberflächenkrümmung einer Flüssigkeit zu finden; doch läßt sich leicht beweisen, daß der osmotische Druck in keinem Falle von der Oberflächenform der Lösung abhängt. Denken wir uns z. B. eine Zelle, welche Wände aus Zellulose hat, und einerseits konkav, andererseits konvex ist (d. h. im Durchschnitt eine Sichelform besitzt). Im Zellinnern hinter der konvexen Wand soll nach KAUFLER fortwährend ein Überschuß von Stoff im Vergleich mit der äußeren Lösung anwesend sein; hinter der konkaven Wand soll die Lösung dagegen eine kleinere Konzentration haben als die äußere Lösung. Demnach wird, dank der Diffusion, fortwährend ein Wasserstrom durch die konkave nach der konvexen Wand und ein Stoffstrom durch die konvexe nach der konkaven Wand unterhalten, also ein perpetuum mobile.

[2] Zeitschrift f. physik Chemie. Bd. 9. S. 97.

[3] Zeitschrift f. physik. Chemie. Bd. 9 S. 477.

[4] Siehe auch LEPESCHKIN. Zeitschr. f. phys. Chemie. Bd. 48 S. 598 und Beihefte z. bot. Zentralbl. 1906. Bd. XIX Abt. I H. 3 S. 427. Daß der beobachtete osmotische Druck auf die angegebene Weise durch den theore-

Die angeführte Abhängigkeit des tatsächlichen osmotischen Drucks von der Permeabilität der Membran für gelöste Stoffe muss sich auch am osmotischen Drucke des Zellsafts und der die Zellwand imbibierenden Flüssigkeit äußern, weil die Permeabilität des Plasmaschlauchs für gewisse (vielleicht auch alle) Stoffe zurzeit allgemein anerkannt ist. In der Tat wurde diese Äußerung von mir an *Pilobolus* beobachtet[1]). Doch ist in diesem Falle die Permeabilität der Plasmamembran ungewöhnlich groß[2]) und könnte man noch in Zweifel ziehen, ob sich der Einfluß derselben auf den osmotischen Druck des Zellsaftes und der umgebenden Flüssigkeit auch an gewöhnlichen Objekten nachweisen lassen könnte[3]). Um sich aber vom Einfluß der Plasmapermeabilität auf den osmotischen Druck der plasmolysierenden Lösung zu überzeugen, soll man sich dem Vergleich der theoretisch berechneten und der mittelst der Plasmolyse erhaltenen isotonischen Koeffizienten für diejenigen

---

tischen Druck und die Permeabilität der Membran ausgedrückt werden muß, läßt sich auch theoretisch ableiten. Denken wir uns z. B. über eine Zuckerlösung reines Wasser in einem Zylinder geschichtet und von dieser durch eine feste, verschiebbare absolut semipermeable Wand getrennt (NERNST, Theoretische Chemie. II. Aufl. S. 130 und 138); dann verschieben wir die Wand um eine sehr kleine Strecke nach unten. Der hierzu nötige Arbeitsaufwand beträgt $P\Delta v$, worin Δv das Volum bedeutet, um welches der Stempel gesenkt ist. Wenn aber die Wand für Zucker permeabel wäre, so wäre durch den Stempel der Lösung nicht reines Wasser, sondern eine Lösung von schwächerer Konzentration entzogen, weil Zucker inzwischen nach der Seite des Wassers hin diosmiert wäre. Daher würde auch der Arbeitsaufwand betragen: $P\Delta v - p\Delta v$, wo p — der osmotische Druck dieser entzogenen Lösung von schwächerer Konzentration bedeutet. Da aber die Diffusionsgeschwindigkeit der Konzentration der Lösung, von welcher aus die Diffusion stattfindet proportional ist, so ist auch p proportional P. Demnach beträgt der Arbeitsaufwand bei der Permeabilität der Wand für Zucker $\Delta v P(1-k)$, wo k eine Konstante, die von der Permeabilität abhängt ist, und die Kraft selbst $P_0 = P(1-k)$.

5) Nach VAN T'HOFF kann der theoretische osmotische Druck auch durch die andere Formel ausgedrückt werden: $P_0 = 4{,}56\, T \log \frac{p}{p'}$, worin T — die absolute Temperatur, p — die Dampfspannung von Wasser bei der Temperatur T, p' — die Dampfspannung der Lösung. Daher ist $P = 4{,}56\, T \log \frac{p}{p'} (1-\mu)$.

[1] Beihefte z. botan. Zentralblatt. 1906. Bd. XIX, S. 430—443.

[2] l. c. S. 421.

[3] S. auch PFEFFER. Zur Kenntnis d. Plasmahaut usw. S. 304.

Stoffe zuwenden, welche den Plasmaschlauch am leichtesten passieren können. Zu solchen Stoffen gehört z. B. Glycerin, Harnstoff, Salpeter. In der Tat fand DE VRIES [1] für den isotonischen Koeffizienten von Glycerin den Wert 1,78, während der theoretische auf Grund der Dampfspannungen von Glycerin- und Zuckerlösungen berechnete Koeffizient gleich 1,86 ist [2]. Für Harnstoff gibt DE VRIES den Wert 1,7 [3] an, während der theoretische Koeffizient 1,81 ist. Für Salpeter wurde von DE VRIES der Wert 3 gefunden, während der nach ARRHENIUS und KOHLRAUSCH [4] berechnete Koeffizient 3,38 ist (vorausgesetzt, daß der isotonische Koeffizient von Zucker 1,88 ist). In allen Fällen wurden also die isotonischen Koeffizienten zu niedrig gefunden. Für Glycerin und Spirogyra fand DE VRIES sogar den Koeffizienten 1,61 [5]. Der genannte Forscher sucht einen so niedrigen Wert des Koeffizienten durch die Endosmose von Glyzerin in den Zellsaft während der Plasmolyse zu erklären: während $^1/_2$ Stunde soll aus der Lösung von der Konzentration 0,35 g Mol. eine solche Quantität von Glycerin in den Zellsaft hindurchgetreten sein, daß der letztere am Plasmolysenende 0,03 g Mol. enthielt. DE VRIES gibt also zu, daß sich das Volum des plasmolysierten Protroplasten in Glycerin während $^1/_2$ Stunde um $^1/_{10}$ seiner Größe vermehrte. Eine so rasche Glycerinendosmose, die zum Verschwinden jeder Plasmolyse mit Glycerin in 1—2$^1/_2$ Stunden führen könnte, hat noch niemand beobachtet. Meine Versuche zeigten, daß sich das Volum des sogar mit 0,5 g Mol. Glycerin plasmolysierten Protoplasten von Spirogyra in $^1/_2$ Stunde höchstens um $^1/_{50}$—$^1/_{80}$ seiner Größe vermehrte, trotzdem die isotonischen Koeffizienten dabei öfters gleich 1,40—1,60 ausfallen. Wenn die zu niedrigen isotonischen Koeffizienten von Glycerin, veranlaßt durch die Permeabilität der Plasmamembran für diesen Stoff, erhalten werden, so müßte die früher angeführte Formel, welche die Abhängigkeit des osmotischen Drucks von der Permeabilität ausdrückt, auch in Anwendung auf die Plasmolyse erfüllt werden.

---

[1] DE VRIES. Zeitschr. f. physikal. Chemie. 1888. Bd. 2.

[2] Die isotonischen Lösungen haben die gleichen Dampfspannungen (VAN T'HOFF, TAMMANN), daher lassen sich die isotonischen Koeffizienten nach den Tabellen von DIETERICI (WIEDEM. Ann. d. Physik. 1897. Bd. 62. S. 632 u. Bd. 67, 1899, S. 865) ausrechnen. So finden wir für die Zuckerlösung von der Konzentration 0,2 g Mol. im l (eine solche Lösung gebrauchte DE VRIES) die Dampfspannungserniedrigung gleich 0,0168 mm. Die molekulare Dampfspannungserniedrigung der Glycerinlösung, welche die gleiche Dampfspannungserniedrigung hat, ist 0,083 mm. Daher ist die isotonische Konzentration der Glycerinlösung $\frac{0{,}0168}{0{,}083} = 0{,}2024$ g Mol. im l. Als isotonischer Koeffizient von Glycerin, wenn derselbe für Zucker 1,88 ist, ergibt sich: $\frac{0{,}2 \,.\, 1{,}88}{0{,}2024} = 1{,}86$. Nach der Formel von ARRHENIUS berechnet, ist dieser Koeffizient demjenigen von Zucker gleich (1,88).

[3] Botanische Zeitung. 1889. S. 330.

[4] Die isotonischen Koeffizienten verhalten sich umgekehrt proportional der molekularen Konzentrationen der isotonischen Lösungen Daher ist der isotonische Koeffizient von Salpeter gleich 1,88 $[1 + (n - 1)\alpha]$, worin n — Anzahl der Ionen und α — Dissoziationsgrad ist, welcher nach KOHLRAUSCH (WIED. Ann. d. Physik 26, 195. 1885) bestimmt werden kann $\left(\alpha = \frac{\lambda}{\lambda_\infty}\right)$.

[5] Botan. Zeitung 1888, S. 226.

Ist C_1 die Konzentration von einem plasmolysierenden Stoffe, C_2 — die mit ihr isotonische Konzentration von einem anderen Stoffe, welche nach den Angaben von DIETERICI oder nach der Formel von ARRHENIUS berechnet ist, und P_o — der gemeinsame osmotische Druck der beiden Lösungen, welcher nur bei der Impermeabilität der Plasmamembran für gelöste Stoffe erreicht wird, so sind die molekularen osmotischen Drucke der Lösungen $p_{m_1} = \frac{P_o}{C_1}$ und $p_{m_2} = \frac{P_o}{C_2}$; daraus: $\frac{p_{m_1}}{p_{m_2}} = \frac{C_2}{C_1}$; weiter ist: $\frac{C_2}{C_1} = \frac{K_1}{K_2}$, worin K_1 und K_2 — die theoretischen isotonischen Koeffizienten sind, daher: $\frac{p_{m_1}}{p_{m_2}} = \frac{K_1}{K_2}$. Im Falle der Permeabilität der Plasmamembran für die beiden plasmolysierenden Stoffe werden andere isotonische Konzentrationen erhalten. Bezeichnen wir diese durch C_1' und C_2' und den gemeinsamen osmotischen Druck durch P, so haben wir: $p_{m_1}' = \frac{P}{C_1}$ und: $p_{m_2}' = \frac{P}{C_2'}$, woraus sich: $\frac{p_{m_1}'}{p_{m_2}'} = \frac{C_2'}{C_1'}$ ergibt. Da aber $\frac{C_2'}{C_1'} = \frac{K_1'}{K_2}$, worin K_1' und K_2' die erhaltenen wirklichen isotonischen Koeffizienten sind, so folgt: $\frac{p_{m_1}'}{p_{m_2}'} = \frac{K_1'}{K_2'}$. Wie die oben erwähnte Formel verlangt, ist $p_{m_1}' = p_{m_1}\ (1-\mu_1)$ und $p_{m_2}' = p_{m_2}\ (1-\mu_2)$, wo μ_1 und μ_2 — Faktoren der Permeabilität der Plasmamembran sind. Am Schluß haben wir also: $\frac{K_1\ (1-\mu_1)}{K_2\ (1-\mu_2)} = \frac{K_1'}{K_2'}$. Wenn einer der plasmolysierenden Stoffe Zucker ist, so kann man $\mu_1 = 0$ setzen und $K_1 = K_1' = 1{,}88$[1]). Daher ist in diesem Falle $\mu_2 = 1 - \frac{K_2'}{K_2}$. Die Größe μ_2 ist der Permeabilität proportinal. (Unter Permeabilität der Membran für einen bestimmten Stoff werden wir in weiterem

---

1) Siehe auch LEPESCHKIN. Zeitschr. f. phys. Chemie. Bd. 48, S. 597.

das Verhältnis der Zahl von Gramm-Mol. dieses Stoffs, die in einer Stunde durch die Membran passieren, zum Konzentrationsabfall, in Gramm-Mol. pro Liter ausgedrückt, verstehen[1]).

Der erhaltene Ausdruck gestattet uns also eine experimentelle Prüfung der Abhängigkeit des osmotischen Drucks von der Permëabilität des Plasmaschlauchs für den plasmolysierenden Stoff.

Die Versuche wurden mit Glycerin angestellt. Als Objekt gebrauchte ich eine Art von *Spirogyra*. die seit Jahren in unserem Laboratorium kultiviert war. Die plasmolysierten Protoplasten der *Spirogyra*-Zellen schmiegen sich bekanntlich nach einiger Zeit fest an die seitlichen Zellwände; die Volumänderung des Protoplasten kann also nur in der Längsrichtung stattfinden. Dies gestattet noch, eine Volumänderung von 0,1—0,3 pCt. wahrzunehmen und mit dieser Genauigkeit zu messen. Da die Konzentration der plasmolysierenden Lösung selten kleiner als 0,3 g Mol. pro l ist, so können die isotonischen Koeffizienten für eine beliebige Zelle nach der Volumänderung des plasmolysierten Protoplasten infolge des Ersetzens der Zuckerlösung durch die beinahe isotonische Lösung von Glycerin bis 0,002—0,005 bestimmt werden. Zugleich kann auch die Permeabilität des Plasmaschlauchs für Glycerin aus der weiteren Volumzunahme des Protoplasten derselben Zellen berechnet werden, wenn auch nicht so genau, wie die isotonischen Koeffizienten, weil hier die absolute Veränderung des Volums bestimmt werden muß. Die Versuche wurden so angestellt, dass man einen *Spirogyra*-Faden mit Hilfe von Glashärchen (diese wurden mit einem Gemisch von Terpentin und Wachs angeklebt) auf einem großen Deckgläschen befestigte und dasselbe über einen niedrigen ($1\frac{1}{2}$ cm hoch und $2\frac{1}{2}$ cm breit) auf den Objektträger geklebten Glaszylinder umkippte. Das Deckgläschen wurde danach mit Wachs-Terpentin gedichtet. In den Zylinder, welcher seitwärts einen mit Pfropfen abgeschlossenen Tubulus hatte, wurde zunächst die Lösung von Zucker von der unten angegebenen Konzentration gebracht; in dieser Lösung blieb die Alge eine Stunde; danach wurden die plasmolysierten Protoplasten von 10—14 Zellen mittelst des Zeichenokulars von Leitz abgezeichnet und die Zuckerlösung

---

1) Wenn $\mu_1 > 0$ ist, $\mu_2 = 1 - \frac{K}{K'} M$, wo $M = \frac{1{,}88}{K_o} (1 - \mu_1)$. K_o ist der isotonische Koeffizient von Zucker, vorausgesetzt, daß die Membran für diesen Stoff permeabel ist und der Permeabilitätsfaktor μ_1 ist. Die Größe M ist aber sogar bei einer sehr großen Permeabilität für Zucker sehr nahe 1. So wäre z. B. $M = 0{,}97$, wenn die osmotischen Eigenschaften von Zucker denselben von Glyzerin gleich wären.

durch die beinahe isotonische Lösung von Glycerin ersetzt. Nach Verlauf von 30 Minuten wurden die Protoplasten zum zweiten und 2 Stunden nachher zum dritten Male abgezeichnet. Wenn das erste abgezeichnete Volum V_1[1]), das zweite V_2, das dritte V_3, die Konzentration der gebrauchten Zuckerlösung C_1 und diejenige der Glycerinlösung C_2 ist, so ist die Konzentration von Glycerin, welche der Zuckerlösung von der Konzentration C_1 isotonisch ist, $C_x = \frac{\left(V_2 - \frac{V_3 - V_2}{4}\right) C_2}{V_1}$ und der isotonische Koeffizient von Glycerin $K' = \frac{C_1 \cdot 1{,}88}{C_x}$. Die Permeabilität von Glyzerin wurde folgendermaßen berechnet. Die Glycerinmenge, welche während 2 Stunden endosmierte, ist offenbar $\frac{(V_3 - V_2)\, C_2}{1000}$ g Mol. (vorausgesetzt, dass die Volumina in *c. c.* ausgedrückt sind). Wenn die mittlere Oberfläche des Protoplasten $P\ q \cdot c.$ ist[2]), so ist die Permeabilität $\beta = \frac{V_3 - V_2}{1000\ P \left(1 - \frac{(V_3 - V_2)(V_3 + 4V_2)}{8\, V_2\, V_3}\right)}$[3]). Auf die angegebene Weise wurde die mittlere Permeabilität und die mittleren isotonischen Koeffizienten für die je 10—14 Zellen von 7 *Spirogyra*-Fäden, welche unter verschiedenen Bedingungen kultiviert waren, bestimmt. Aus dem ersten Versuche wurde der Proportionalitätskoeffizient h in der Gleichung $h\beta = \mu$, wo β— die Permeabilität und μ— ihr Faktor ist, bestimmt und dann die Größe β aus μ, welche ihrerseits mittelst der oben angegebenen Formel aus den isotonischen Koeffizienten bestimmt waren, berechnet. Die folgende Zusammensetzung zeigt, daß die auf die beschriebene Weise berechneten und experimentell gefundenen Größen β, innerhalb der Fehlergrenzen bei der Bestimmung von β aus der Volumzunahme, miteinander übereinstimmen.

---

[1]) Die Volumina wurden nach der Formel $\frac{\pi D_2}{2}\left(\frac{1}{2} L - \frac{1}{6} D\right)$ berechnet; hier bedeutet D— der innere Durchmesser der Zelle und L— die Protoplastenlänge.

[2]) Sie wurde nach der Formel $\pi D \left(L + \frac{1}{2} l\right)$ berechnet, wo l— die Längevergrößerung vom Protoplasten im Glycerin ist.

[3]) Für den mittleren Konzentrationsabfall wurde also die Größe $C_2 - \frac{1}{2}\left[\frac{(V_3 - V_2)\, C_2}{4\ V_2} + \frac{(V_3 - V_2)\, C_2}{V_3}\right] = C_2 \left[1 - \frac{(V_3 - V_2)\,(V_3 + 4\, V_2)}{8\, V_2 V_3}\right]$ angenommen.

Nr. der Versuche	Zucker-konzentr. in g-Mol. pr. 1 C_1	Glyzerin-konzentr. in g-Mol. pr. 1 C_2	Gefund. isoton. Koeffiz. K'	Theoret. isoton. Koeff. (n. Dieterici) K	Permea-bilitäts-faktoren μ	Permeabilit. β berechnet	Permeabilit. β gefunden
I	0,7310	0,8696	1,587	1,723	0,0789	$104 . 10^{-9}$	$104 . 10^{-9}$
II	0,5848	0,6957	1,649	1,741	0,0529	$70 . 10^{-9}$	$81 . 10^{-9}$
III	0,7044	0,8021	1,609	1,727	0,0683	$90 . 10^{-9}$	$92 . 10^{-9}$
IV	0,8783	0,9408	1,498	1,706	0,1219	$160 . 10^{-9}$	$183 . 10^{-9}$
V	0,7302	0,8195	1,456	1,723	0,1549	$240 . 10^{-9}$	$216\ 10^{-9}$
VI	0,6403	0,7011	1,653	1,733	0,0461	$61 . 10^{-9}$	$67 . 10^{-}$
VII	0,7489	0,8061	1,556	1,721	0,0960	$126 . 10^{-9}$	$139 . 10^{-9}$

Wir müssen also einsehen, daß die Abhängigkeit des osmotischen Drucks der umgebenden Lösung von der Permeabilität des Plasmaschlauchs in der oben angegebenen Formel ihren Ausdruck findet.

Daß der osmotische Druck nicht nur der umgebenden Flüssigkeit, sondern auch des Zellsafts von der Permeabilität der Plasmamembran für die in denselben gelösten Stoffe abhängt, läßt sich auch daraus ersehen, das die mit Glycerin und in bestimmten Fällen mit Zucker plasmolysierten *Spirogyra*protoplasten bei dem Temperaturwechsel ihr Volum bedeutend ändern[1]).

Wie es von V. RYSSELBERGHE[2]) gezeigt wurde, ändert sich die Permeabilität der Plasmamembran für gelöste Stoffe verschiedener Zusammensetzung mit der Temperatur in gleicher Weise, und die Vergrößerung der Permeabilität wird hauptsächlich bei der Erhöhung der Temperatur von 0° bis 20° C beobachtet. Bei der weiteren Temperaturerhöhung ändert sich dagegen die Permeabilität nur sehr schwach. Demnach war es schon von vornherein zu erwarten, daß die hauptsächliche Volumveränderung des plasmolysierten Protoplasten nur bei dem Temperaturwechsel von 0° bis 20° C und umgekehrt stattfinden würde; dies wurde auch tatsächlich stets bei meinen Versuchen beobachtet. Da die Permeabilität der Plasmamembran bekanntlich für Glycerin am größten und für Zucker am kleinsten ist, so nimmt die Permeabilität für die im Zellsaft gelösten Stoffe offenbar eine mittlere Stellung ein. Da weiter die Temperaturänderung wie erwähnt eine relativ gleiche (oder beinahe gleiche) Veränderung der Permeabilität für die äußeren und inneren gelösten Stoffe bewirkt, so konnte man schon von vornherein erwarten, daß die plasmolisierten Protoplasten in Glyzerin bei der Temperaturerhöhung ihr Volum vergrößern und bei der Temperaturerniedrigung verkleinern würden und daß bei der Plasmolyse mit Zucker eine umgekehrte Erscheinung beobachtet werden müßte[1]). Dies wurde auch tatsächlich stets bei meinen Versuchen beobachtet.

---

[1]) Das Ausbleiben einer Volumänderung des plasmolysierten Protoplasten bei der Temperaturerniedrigung von 10° bis 0°, welches RYSSELBERGHE an den Epidermiszellen von *Tradescantia discolor* konstatierte, erklärt sich dadurch, daß das genannte Objekt gar nicht zur Beobachtung der Volumänderung des Protoplasten taugt (die Epidermiszellen von *Tradescantia* sind nämlich unregelmäßig abgeplattet und die plasmolisierten Protoplasten können daher nie eine kugelige Form annehmen) und daß in den Versuchen RYSSELBERGHES nur Zucker zur Plasmolyse gebraucht wurde.

[2]) Bull. d. l'Acad. roy. d. Belgique Nr. 3 1901. S. 190, 217 u. 218.

In diesen Versuchen wurde die Temperaturänderung mittelst eines gläsernen Wasserbades (mit einem beständigen Zu- und Abfluß von erwärmtem oder abgekühltem Wasser), das mit dem Mikroskoptisch fest verbunden war. Ein kurzer Objektträger wurde in eine Glasschale, die ins Bad eingesetzt war, hineingelegt und mit Siegellack befestigt. Nach dem Versenken des Mikroskoptubulus wurde der Raum zwischen diesem und der Schale mit einer Watteschicht gedichtet. Die Temperatur in der Schale und im Bade unterschied sich gewöhnlich um 1° C. Um das Verdecken des Objekts mit Kondensationswasser zu vermeiden (bei der Abkühlung), wurde bei meinen Versuchen stets ein Wasserimmersionssystem benutzt. Das erste Abzeichnen des plasmolysierten *Spirogyra*protoplasten geschah bei 20° C, 2 Stunden nach dem Einlegen der Fäden in die plasmolysierende Lösung, bei 2° erst nach 5 Stunden. Bei der Bestimmung der Volumänderung des Protoplasten, mit Glycerin

---

1) Um sich über die notwendige Volumveränderung des mit Glycerin und Zucker plasmolysierten Protoplasten bei der Temperaturänderung zu vergewissern, wenden wir uns der mathematischen Behandlung der Erscheinung zu. Bezeichnen wir den Permeabilitätsfaktor für die im Zellsaft gelösten Stoffe mit μ, denjenigen für den plasmolysierenden Stoff mit μ_o, die Zellsaftkonzentration (g-Mol. pro l.) mit c, die Konzentration der plasmolisierenden Lösung mit c_o und die elektrolytischen Koeffizienten der beiden Flüssigkeiten folgerecht mit i und i_o, so haben wir für die Plasmolyse: $c\,(1 - \mu)\,i = c_o\,(1 - \mu_o)\,i_o$ (I). Bei dem Temperaturwechsel werden μ u. μ_o zu μm und $\mu_o m$, wo $m \gtrless 1$. Die Gleichung I verwandelt sich zu: $c\,(1 - \mu m)\,i \gtreqless c_o\,(1 - \mu m)\,i_o$ (II) Indem wir die Größe c aus I bestimmen und den erhaltenen Wert in II setzen, haben wir: $\mu\,(1 - m) \gtreqless \mu_o\,(1 - m)$. Wenn $m < 1$ (bei der Temperaturerniedrigung), ist also $\mu \gtreqless \mu_o$ (III) und wenn $m > 1$, ist $\mu \lesseqgtr \mu_o$ (IV). Die Vergleichung von III und IV mit II zeigt, daß bei der Temperaturänderung nur dann keine Volumänderung beobachtet wird, wenn $\mu = \mu_o$. Im Gegenteil muß bei der Temperaturerniedrigung eine Volumzunahme, wenn $\mu > \mu_o$ (die Plasmolyse mit Zucker), und eine Volumabnahme, wenn $\mu < \mu_o$ (die Plasmolyse mit Glyzerin) beobachtet werden.

plasmolysiert, wurde die vorher festgestellte Glycerinendosmose berücksichtigt.

Die Versuche zeigten, daß in allen Fällen, wenn die Plasmolyse mit Glyzerin ausgeführt wurde, bei der Temperaturerhöhung von 2° bis 20° C (während 10 Minuten) das Protoplastenvolum sich um 2—6 pCt. vergrößerte und bei der Abkühlung wieder bis auf die frühere Größe verminderte. Bei der Temperaturerhöhung von 20—40° C vergrößerte sich dagegen das Protoplastenvolum nur um 1—1,4 pCt. Bei der Einwirkung von 62°—65° C während 5 Minuten starben gewöhnlich die *Spirogyra*zellen, wobei, wie zu erwarten war[1]), stets eine rasche Vergrößerung des plasmolysierten Protoplasten beobachtet wurde.

Bei der Plasmolyse mit Zucker wurde die Volumänderung bei dem Temperaturwechsel nur an den *Spirogyra*fäden beobachtet, welche bei schwacher Beleuchtung kultiviert waren und daher nur wenig organische Verbindungen im Zellsaft enthielten[2]). In diesem Falle wurde bei der Temperaturerhöhung von 2° bis 20° C (während 20 Minuten) eine Volumverminderung um 0,5 bis 1,5 pCt. konstatiert und der Protoplast nahm bei der Abkühlung wieder das frühere Volum an.

Bei dem Temperaturwechsel von 20° bis 50° C wurde dagegen keine Volumänderung beobachtet. Beim Absterben der Zellen (60 bis 65° C) nahm das Protoplastenvolum stets sehr stark ab, was auch von vornherein zu erwarten war. Wenn die Permeabilität der Plasmamembran vorher z. B. durch eine zu lang dauernde Plasmolyse (Zucker, während 48 Stunden) erhöht wurde[3]), so konnte man nicht nur bei der Temperaturänderung von 2° bis 20°, sondern auch bei der Temperaturerhöhung von 20° bis 40° eine starke Volumänderung des mit Zucker plasmolysierten Protoplasten (3 bis 10 pCt.) und zwar eine Verkleinerung desselben beobachten, die sich wieder ausglich, wenn die Temperatur auf die frühere Größe sank.

Bei dem Temperaturwechsel nimmt gewiß auch die elektrische Dissoziation der im Zellsaft gelösten Stoffe an den Volumänderungen des Protoplasten teil, doch vermag bei den in meinen Versuchen vorgenommenen Temperaturänderungen, wie es aus den Angaben von ARRHENIUS zu ersehen ist[1]), nur eine Änderung des osmotischen Drucks des Zellsafts und somit auch des Protoplastenvolums höchstens 0,2—0,8 pCt. zu bewirken.

---

[1]) Die Permeabilität nahm offenbar außerordentlich zu.

[2]) Im entgegengesetzten Falle war die Permeabilität des Plasmaschlauchs für im Zellsaft gelöste Stoffe nur so wenig von derjenigen für Zucker verschieden, daß die Volumänderung beim Temperaturwechsel durch die im entgegengesetzten Sinne wirkende Veränderung des Dissoziationsgrades verdeckt wurde.

[3]) DE VRIES, Jahrb. f. wiss. Bot., Bd. 16, 1885, S. 536.

Meine Versuche zeigten also, daß die Permeabilität der Plasmamembran für gelöste Stoffe nicht nur den osmotischen Druck der umgebenden Lösung, sondern auch denjenigen des Zellsafts beeinflußt[2]).

Bis jetzt verwandte man für die Bestimmung des Turgordrucks fast ausschließlich die Plasmolyse mit Salpeter. Da aber die Permeabilität der Plasmamembran für diesen Stoff verhältnismäßig groß ist, so hätte man die erhaltenen Werte des osmotischen Drucks stets auf die Permeabilität korrigieren sollen: die Notwendigkeit einer solchen Korrektur wurde aber bis jetzt außer Acht gelassen; daher dürfen die Schlüsse, welche durch die Untersuchungen, in welchen der Turgordruck mittelst der Plasmolyse mit Salpeter bestimmt wurde, begründet sind, nicht ohne weiteres als richtig angenommen werden. Wenn die im Zellsaft gelösten Stoffe durch die Plasmamembran nicht so leicht wie Salpeter passieren könnten (was in der Natur fast ausschließlich vorkommt), so müßte sich der tatsächliche osmotische Druck des Zellsafts bei entsprechender Permeabilitätsänderung gerade da vermehrt haben, wo man durch die Plasmolyse mit Salpeter seine Verminderung konstatierte (siehe Anmerkung 1 S. 211). Bei der Anwendung der plasmolytischen Methode zur Bestimmung des osmotischen Drucks des Zellsafts muß man also im weiteren stets die Plasmolyse parallel mit Zucker und Salpeter vornehmen. Die dabei erhaltenen isotonischen Koeffi-

---

[1]) ARRHENIUS, Zeitschr. f. phys. Chemie, Bd. 4, 1889, S. 99 u. 100.

[2]) Um sich über den Einfluß der Permeabilität auf den osmotischen Druck des Zellsafts eine ungefähre Vorstellung zu machen, können wir auf Grund der mitgeteilten Versuche die Größe des Permeabilitätsfaktors μ im Ausdruck $P_o(1-\mu)$, wo P_o der osmotische Druck der im Zellsaft gelösten Stoffe ist, vorausgesetzt, daß die Plasmamembran für die letzteren undurchlässig ist, zu bestimmen versuchen. Da $P_o = RCTi$, wo R — Gaskonstante, C — Konzentration, T — die absolute Temperatur, i — Dissoziationskoeffizient, da weiter der Permeabilitätsfaktor für Glycerin bei den untersuchten Spirogyrafäden im mittleren $^1/_8$ gleich war und sich die Permeabilität beim Temperaturwechsel von 20—2° C nach Untersuchungen von RYSSELBERGHE um das 6fache vermindert, so haben wir die zwei Gleichungen für die Bestimmung von μ:

$$R\,.\,293\,c\,(1-\mu)\,i = R\,.\,293\,c_o\,\,(1-{}^1/_8)$$

$$R\,.\,275\,c\,\left(1-\frac{\mu}{6}\right)\,i = R\,.\,275\,c\,\,(1-{}^1/_{48}),$$

woraus sich $\mu = 0,08$ ergibt.

zienten werden uns danach Aufschluß geben, ob sich die Permeabilität der Plasmamembran verändert hat oder nicht. Diese Koeffizienten gestatten uns außerdem, die Größen des Permeabilifaktors μ für Salpeter und daher auch den tatsächlichen Wert des osmotischen Drucks des Zellsafts zu bestimmen[1]).

25. M. Tswett: Ist der Phosphor an dem Aufbau der Chlorophylline beteiligt?

(Bemerkungen zu Herrn STOKLASAs Chlorolecithinhypothese.)

(Eingegangen am 14. März 1908.)

Bekanntlich ist die von HOPPE-SEYLER herrührende Ansicht, nach welcher das „Chlorophyll“ phosphorhaltig ist, in neuerer Zeit von STOKLASA verteidigt worden, welcher in seinem Chlorolecithin einen hohen Phosphorgehalt gefunden hat. Dagegen vermochte WILLSTÄTTER in seinem „Chlorophyll“ im allgemeinen keine nennenswerte Menge Phosphor zu entdecken. Worauf beruht nun der Gegensatz?

Unter „Chlorophyll“ verstehen beide Forscher die vermeintliche „grüne Komponente“[2]) des Blattgrüns, welche angeblich nach dem KRAUSschen Verfahren isolierbar ist, jedoch, wie ich bereits in mehreren Arbeiten dargetan habe (diese Berichte **24**, 384; **25**,

---

[1]) Die Wichtigkeit der Berücksichtigung der Permeabilität der Plasmamembran in einigen Fällen (Zellen der Blattgelenke der schlafenden Pflanzen) ergibt sich aus den Angaben, welche von mir bei der Untersuchung der Variationsbewegungen erhalten werden (s. LEPESCHKIN, Memoires de l'Academie imp, d. sciences natur. de St. Petersburg, VIII. série, Phys.-math. Klasse, vol. XXII, Nr. 2 1907). Diese Bewegungen werden fast ausschließlich durch die Permeabilitätsänderungen verursacht.

[2]) Dieses „Chlorophyll“, diese „grüne Komponente“, gehört in die Kategorie der BACOs „idola quae per verba intellectui imponuntur“, indem sie „nomina rerum quae sunt, sed confusa et male terminata, et temere et inaequaliter a rebus abstracta“ sind. Wie dies schon KRAUS (Zur Kenntnis der Chlorophyllfarbstoffe, S. 93) hervorhob, ist dem Namen Chlorophyll die originelle Definition, die es auch jetzt in der Physiologie und Biologie hat, beizulegen: das gesamte grüne Farbstoffgemisch der grünen Pflanzen. Es ist absurd mit demselben Namen das Ganze und einen Teil desselben zu bezeichnen.

137, 388), ein Gemisch von ungefähr 5 Teilen Chlorophyllins α und 1 Teil Chlorophyllins β (in optischen Äquivalenten berechnet) darstellt und außerdem das gesamte Karotin[1]) der Initiallösung enthält.

Will man die Konstitution der genuinen Farbstoffe vollständig erledigen, so muß man selbstverständlich dieselben zuerst in reinem Zustande erhalten. Sonst tappt man im Dunkeln herum. Alle bisher als „Reinchlorophyll" angesprochenen Präparate haben aber keine Gründe zur Annahme ihrer chemischen und optischen Individualität aufweisen können. Ich habe mich daher bemüht, solche Methoden ausfindig zu machen, welche eine Trennung und Isolierung der zahlreichen Komponenten des Blattgrüns, d. h. des Chlorophylls ermöglichen und mittelst welcher die Trennung kontrolliert werden kann.

Das KRAUSsche Verfahren, in seiner üblichen Form, ist, wie ich es an der Hand des Experimentes gezeigt habe (diese Ber. **25**, 143), keineswegs imstande, dies Ziel zu erreichen, und selbst ausdrücklich betont[3]) hat auch der verdiente Würzburger Gelehrte daß er sein „Kyanophyll" und sein „Xanthophyll" keineswegs als einheitliche, weiter unzerlegbare Farbstoffe ansah.

Die mittels meiner Adsorptionsmethoden isolierten Chlorophylline, welche, wie aus dem Wesen der Adsorptionserscheinungen selbst resultiert, in hohem Grade auf optische und chemische Individualität Anspruch machen können[4]), habe ich bisher auf ihre Elementarzusammensetzung nicht untersucht, glaube jedoch, den oben erwähnten Unterschied zwischen STOKLASAs und WILLSTÄTTERs Resultaten aufklären zu können.

Es wäre offenbar höchst unwissenschaftlich, einer vorgefaßten Meinung zu Liebe, die Richtigkeit der Bestimmungen des einen oder des anderen Forschers zu bezweifeln. Um die Frage zu beurteilen, müssen wir beide Zahlenreihen berücksichtigen.

---

[1]) Karotin und Xanthophyll KRAUS' sind grundverschiedene Dinge.

[2]) G. KRAUS, Zur Kenntnis der Chlorophyllfarbstoffe, 1872, S. 91 u. 92

[3]) Diese Ber. **24**, S. 385. Adsorption beruht, wie das zuerst von GIBBS (Thermodynamische Studien, S. 271) erörtert wurde, auf dem Streben der an der Grenze zwischen einem festen Körper und einer Flüssigkeit herrschenden Oberflächenenergie nach einem Minimum. Vermindert ein gelöster Stoff die genannte Oberflächenenergie, so sammelt er sich an der Grenze, wird adsorbiert. Haben wir demnach, wie in einer petrolätherischen Chlorophyllösung, welche durch eine Pulversäule durchgelassen wird, mehrere gelöste Stoffe, so wird zunächst derjenige adsorbiert, welcher die Oberflächenenergie am stärksten herabsetzt und nur dann, d. h. weiter unten, wird der nächstfolgende aktive Stoff festgehalten; und wir erhalten ebensoviel verschiedene Zonen, wie es verschiedene in ungleicher Weise die Oberflächenenergie vermindernde Stoffe in Lösung vorhanden sind.

Betrachten wir zunächst den Phosphorgehalt der Rohextrakte. WILLSTÄTTER bereitete dieselben aus getrockneten, in diesem Zustande während Wochen oder Monaten aufbewahrten Blättern oder aus zerstampftem frischen Material, welches zuerst in Holzgeist digeriert wurde, um es vom Wasser zu befreien[1]).

Beim Aufbewahren des getrockneten Materials kann es nun sehr wohl geschehen, daß Lecithane oder Phosphatiden ihre Löslichkeit in Alkohol teilweise einbüßen. Es ist bekannt, daß Lecithin in dieser Hinsicht sehr unbeständig ist[2]) und daß es sogar beim Liegen an der Luft nicht nur in Alkohol, sondern auch in Äther teilweise unlöslich wird. Beim präliminären Digerieren der frischen Blätter in Holzgeist findet aber möglicherweise ein Auslaugen der Lecithane statt, oder ein Unlöslichwerden derselben (cf. SCHULTZE und LICKERNICK l. c.). Aceton ist andererseits kein Lösungsmittel für das Lecithin.

STOKLASA (diese Ber. **26** a. S. 69) und seine Mitarbeiter haben aber ihre Rohextrakte aus kurz getrockneten, wasserhaltigen Blättern hergestellt, welche dann direkt mit Methyl- oder Äthylalkohol ausgezogen wurden. Es ist einleuchtend, daß unter diesen Umständen auch die farblosen Lecithane der Blätter, dessen Existenz STOKLASA wohl nicht in Abrede stellt, in Lösung gehen müssen.

Was nun die nach KRAUS erhaltbare grüne Fraktion der Rohextrakte betrifft, so hat WILLSTÄTTER in derselben ganz richtig keine reine Substanz erblickt (l. c. S. 67), während STOKLASA — welchem meine betreffenden Mitteilungen unbekannt geblieben scheinen — diese grüne Fraktion als „Reinchlorophyll" betrachtet, allerdings ein reines Glaubensdogma, dessen Irrtümlichkeit mittels der Adsorptionsmethode unschwer zu beweisen ist. Außerdem führt STOKLASA die KRAUSsche Entmischung nicht mit Petroleumbenzin oder Petroläther (Ligroin, Gasolin) aus, wie üblich, und wie es WILLSTÄTTER tat, sondern mit Benzol. Das ist aber eine sehr wichtige Angelegenheit. Während bei Anwendung von Petroleumkohlenwasserstoffen die Bildung der zwei KRAUSschen Phasen schon bei geringerem Wasserzusatz (15—20 pCt.) zu den alkoholischen Extrakten stattfindet, muß man bei Benzolbenutzung, wie dies schon KONRAD[1]) erkannte, den Extrakt bis auf eine Stärke von 50—60 pCt. verdünnen, damit die typische Entmischung geschieht.

---

[1]) LIEBIGs Annalen **350** (1906) S. 71.

[2]) SCHULTZE und LICKERNICK, Zeitschr. f. physiol. Chemie, **15** (1891) S. 415. Vgl. auch: BANG, Biochemie der Zelllipoide (Ergebnisse der Physiologie 1907).

Es ist klar, daß unter diesen Umständen Lecithane viel leichter in die Benzolphase übergehen werden als in eine Benzinphase. Durch die letzte Publikation STOKLASAs angeregt, habe ich die Entmischung des Chlorophylls im System wässeriger Alkohol – Benzol mittels meiner Adsorptionsmethode geprüft.

Spinatblätter wurden mit Schmirgel zerrieben und mit Äthylalkohol schnell ausgeschöpft. Die filtrierte tiefgrüne Lösung wurde mit Benzol vermischt und solange Wasser zugesetzt, bis nach Durchschütteln die trübe Emulsion sich nicht allzulangsam in die beiden, die tiefgrüne und die untere gelbe Phase entmischte. Die alkoholische Phase wurde abgelassen und die Benzollösung noch zweimal in derselben Weise mit wässerigem Alkohol ausgeschüttelt. Nun wurde die Benzollösung mit viel Petroläther vermischt, das Ganze mit Wasser behufs Entfernung des Alkohols ausgeschüttelt und der chromatographischen Zerlegung in einer C_aCO_3-Säule unterworfen (cf. diese Ber. **24** 384).

Es entstanden folgende Zonen (von oben nach unten):

A. Farblose Zone (Phosphatide?)
B. Gelbgrüne Zone (Chlorophyllin β)
C. Grünblaue Zone (Chlorophyllin α)
D. Gelbe Zone (Xanthophylle).

Außerdem war nach unten eine schwache graugrüne Zone (Chlorophyllan α) zu bemerken und es floß aus der Adsorptionsröhre eine gelbe Flüssigkeit (Karotinlösung).

Die Zone A war ungefähr so mächtig wie B und zwei- bis dreimal niedriger als C. Nach Durchlassen reinen Benzols breiteten sich alle Zonen aus, und die gelbe erschien verdoppelt.

Wie ersichtlich, ist die mit Benzol ausgeführte KRAUSsche Entmischung keineswegs imstande, irgend einen der Chlorophyllfarbstoffe zu isolieren. Die grüne Benzolphase enthält nämlich außer den beiden Chlorophyllinen, Xanthophylle und das Karotin (dies letzteres a priori offenbar) sowie farblose Beimischungen, welche möglicherweise aus organischen Phosphorverbindungen bestehen.

Wir müssen daher schließen, daß die Beteiligung des Phosphors an dem Aufbau der Chlorophylline in einigen Fällen fast sicher ausgeschlossen ist (WILLSTÄTTERs Befunde) in anderen aber sehr

---

1) Flora 1872 S. 396.

problematisch erscheint, weil Verunreinigung der analysierten Präparate mit Phosphatiden sehr möglich ist. Die von STOKLASA mitgeteilten sehr variablen Zahlen für den Phosphorgehalt der Benzolphase bei verschiedenen Pflanzen und bei derselben Pflanze (Ahorn) für verschiedene Jahreszeiten — sprechen vielmehr zugunsten einer variablen Beimischung von Phosphatiden als für eine variable Zusammensetzung der Chlorophylline (des mythischen „Chlorophylls").

Wenn somit die im Titel des vorliegenden Aufsatzes aufgeworfene Frage, meines Erachtens nach, keine bejahende Antwort erhalten kann, so bleibt es aufzuklären, wie es kommt, daß gewisse kristallisierte Derivate (HOPPE-SEYLERs und BODEs[1]) Chlorophyllan) einen anscheinend konstanten P-gehalt aufweisen. Verschiedene Ursachen können da in Betracht kommen: nächträgliche Verbindung von Phosphatiden mit Chlorophyllinderivaten, Entstehung von Mischkristallen, Bildung fester Lösung usw. In WILLSTÄTTERs Untersuchungen konnte das „Chlorophyll" aus Petersilie mittels des KRAUSschen Verfahrens von seinem geringen P-gehalt nicht befreit werden, was WILLSTÄTTER durch Beimischung eines gleiche Lösungsverhältnisse aufweisenden phosphorhaltigen Körpers deutete. Bemerkenswert ist der Befund BODEs (l. c. S. 25), der aus etiolierten Pflanzen ein gelbes kristallisiertes Präparat erhielt, welches dem Chlorophyllan sehr ähnlich war und wie dasselbe 1,32 pCt. P, aber kein Magnesium enthielt. Es steht dies im guten Einklang mit dem allerdings nicht ganz zwingenden Ergebnis WILLSTÄTTERs, daß Chlorophyll Mg-haltig ist.

Indem wir zur Besprechung der Zusammensetzung der Chlorophylline gelangt sind, sei hier noch einiger hierhergehörigen aktuellen Fragen gedacht.

Daß Eisen in die Moleküle der Chlorophylline (des „Chlorophylls") nicht eintritt, hatte bekanntlich MOLISCH[2]) zu beweisen versucht, indem er im Rückstande der nach KRAUS erhaltenen grünen Fraktion Eisenreaktion vermißte. Leider ist dies Resultat nicht entscheidend, weil MOLISCH sein Material zuvor während 10 Minuten im Wasser aufkochte, wobei eine Abspaltung des Eisens sehr wohl geschehen konnte. Mehr beweisend sind daher die ebenfalls negativen Befunde WILLSTÄTTERs (l. c.).

WINTERSTEIN und HIESTAND[3]) haben neuerdings wieder ge-

---

1) BODE, Untersuchungen über das Chlorophyll. Inauguraldissertation. Kassel 1898.

2) Die Pflanze in ihren Beziehungen zum Eisen, Jena 1892.

3) Zeitschr. f. physiol. Chemie. **47** (1906) S. 496 und **54** (1908) S. 288.

funden, daß ätherische Chlorophyllextrakte nach dem Kochen mit Säure reduzierende Kohlenhydrate liefern, weswegen sie einen Zusammenhang derselben mit „Chlorophyll“ vermuten. MARCHLEWSKI[1]) teilte dann mit, daß er diese Reaktion (Entstehung von die FEHLINGsche Lösung reduzierenden Substanzen), welche schon E. SCHUNCK[2]) bekannt war, auch in seinen „reinsten Chlorophyllpräparaten“[3]) wiederfand. Es ist aber MARCHLEWSKI entgangen, daß SCHUNCK selbst seine frühere Ansicht über die Glykosidnatur des „Chlorophylls“ aufgab, nachdem er, dem Rate STOKES folgend, das Chlorophyll im System Alkohol + CS_2 entmischte und sich davon überzeugte, daß die Glykosidreaktion liefernde Substanz in die gelbe, alkoholische Phase überging[4]).

Wahrscheinlich gehört die Kohlenhydratgruppe wie der Phosphor nicht den Chlorophyllinen, sondern den begleitenden Phosphatiden an (Protagon?)[5]).

Die obigen Erörterungen sind wohl geeignet zu demonstrieren, wie dringend es nötig ist, die chemische Erforschung der Chlorophylline endlich auf das Studium kontrollierter reiner Präparate zu basieren, wenn man aus dem Irrsaal der möglichen Hypothesen herauskommen will. Es wird wohl keine besonderen Schwierigkeiten bieten, die Adsorptionsmethoden auch zur Darstellung größerer, zur Analyse genügender Farbstoffmengen zu verwenden: man könnte z. B., wie mir Dr. WERNER MAGNUS freundlich suggerierte, ganze Batterien von weiten Adsorptionsröhren anwenden. Jedenfalls ist die Adsorptionsanalyse schon jetzt als mächtiges Kontrollmittel anwendbar und von keinem Farbstoffpräparat kann behauptet werden, dasselbe sei eine definierte, reine Substanz, wenn es sich nicht auch in der chromatographischen Probe als einheitlich erweist.

Pflanzenphysiologisches Institut der Universität Warschau.

Nachtrag. Dass die Chlorophylline kein P sondern Mg enthalten, wird durch die neueste Arbeit WILLSTÄTTERs und

---

[1]) Ibid. **48** (1906) S. 180.

[2]) Proceed. Roy. Soc. London. **36** (1884) S. 183. Vgl. WILDEMAN. Comptes rendus des séances de la Soc. roy. de Botan. de Belgique 1887.

[3]) Über die Natur dieser „Reinpräparate“ habe ich mich schon mehrmals ausgesprochen. Siehe besonders: Biochem. Zeitschr., **5** (1907) S. 30. Vgl. auch WILLSTÄTTER in Liebigs Ann. **355** (1907) S. 9.

[4]) Proceed. Roy. Soc. London. **36**. (1884). S. 285.

[5]) Es mag jedoch daran erinnert werden, daß SACHSSE (Phytochemische Untersuchungen I. 1880) aus einer grünen Fällung, die er durch Beschicken mit Natriumstückchen einer nach KRAUS hergestellten „Kyanophyllösung“ in Benzin erhielt, ein rechtsdrehendes Glykosid isolierte.

BENZs bestätigt (Liebigs Ann. 358, S. 267), welche Forscher das sog. „kristallisierbare Chlorophyll“ MONTEVERDEs analysiert haben. Es sei jedoch schon hier betont, daß dieses Präparat erwiesenermaßen keinen genuinen Farbstoff, sondern ein Artefakt, augenscheinlich eine Verbindung der Chlorophylline α und β mit einem dritten Stoff darstellt (Travaux de la Soc. d. Natur. de Kazan **35**, 1901).

---

26. E. Ule: Über eine neue Gattung der Capparidaceen mit Klettervorrichtungen.

(Mit Tafel II.)

(Eingegangen am 16. März 1908.)

Im September 1906 hielt ich mich zu botanischen Studien in der Catinga bei Calderão, im brasilianischen Staate Bahia, auf.

Es war noch am Ende der trockenen Jahreszeit, wo die meisten Bäume und Sträucher entlaubt dastanden. Doch begannen schon verschiedene Gewächse zu blühen, die sich dann schnell nach dem ersten Regenfall entwickelten. So fand ich unter anderen Pflanzen auf Gesträuch *Aristolochia gigantea* Mart., welche die ersten ihrer riesenhaften Blüten öffnete. Dicht dabei bemerkte ich zwischen den Sträuchern auch eine schmächtige *Capparidacee*, die ich, wollte ich sie nicht ganz zerreißen, sorgfältig herausziehen mußte, da sie sich mit den Fruchtstielen und daran sitzengebliebenen Resten des Replum, die hakenförmig gekrümmt waren, festhielt.

Die Pflanze wird über einen Meter hoch und hat dünne, etwas verholzende, schlanke Stengel, die in lange traubenartige Blütenstände endigen. Da die kleinen Blüten bald abfallen, so ist immer nur eine kurze, gehäufte Traube an der langen Spindel vorhanden, und da fruchtbare Blüten sich nur in längeren Zwischenräumen entwickeln, so sieht man Gruppen von Früchten oder deren Reste nur in größeren Abständen. Durch fortgesetzte Verjüngung wird die ganze Spindel oft über 25 cm lang und trägt, bei 3 oder 4 Gruppen von Früchten oder Fruchtresten, am Ende ein Blütenhäufchen. Eine jede dieser Gruppe wird nur 1—2 cm lang.

Als einziges Mittel, sich festzuhalten, dienen der Pflanze diese gruppenweise stehenden, älteren Blütenstiele, die etwa nur 5 mm lang, aber etwas gekrümmt sind und wie zwei kleine Haken die Reste des Replums tragen.

In der Jugend vermag sich diese *Capparidacee* leichter aufrecht zu erhalten, auch können ihr die Blattstiele, die etwas feinstachelig sind, dabei helfen; wird sie aber höher, dann zeigt sie bald die Reste der zuerst entwickelten Früchte, die ihr nun einen festeren Halt gewähren. Meines Wissens ist ein solcher Kletterapparat aus stehenbleibenden Fruchtresten noch nicht beobachtet worden.

Bei näherer Untersuchung zeigten auch die Blütenteile ganz merkwürdige Verhältnisse, die von denen der verwandten Gattungen abweichen. Im Habitus erscheint die Pflanze wie eine verkümmerte *Cleome* mit verhältnismäßig sehr kleinen Blüten, wenn nicht die wohlentwickelten Staubgefäße zeigten, daß man es mit normalen Bildungen zu tun hat. Sie gehört der schotenförmigen Früchte wegen unbedingt zur Abteilung der *Cleomoideae*.

Untersuchen wir eine solche Blüte, so finden wir regelrecht die 4 Kelchblätter. Hinter dem vorderen Kelchblatt steht nun eine Reihe von 4 fruchtbaren Staubgefäßen mit verhältnismäßig langen Staubfäden, von denen jedoch die zwei mittleren etwas kürzer sind. Hinter den Staubgefäßen folgt ein meist kleiner, selten, wenn fruchtbar, größerer, kegelförmiger Fruchtknoten, und dieser wird eingeschlossen von einem blumenblattartigen Doppelstaminodium, das also den 4 Staubgefäßen gegenübersteht. Dieses erscheint von der inneren Seite wie zwei elliptische Blumenblätter, die oben zipfelartig verschmälert und tief gelb gefärbt sind; am Grunde befinden sich jederseits 2 senkrechte, hautartige Lamellen. Von der anderen Seite, die also der Blütenachse zugekehrt ist, zeigt sich das Staminodium als ein großes, elliptisch nierenförmiges Blatt, an welchem die beiden Staminodienteile angewachsen sind und zur Hälfte darüber hervorragen. Dem Staminodium stehen zwei wohlentwickelte größere Blumenblätter gegenüber und hüllen mit ihm ein fleischiges, großes, halbmondförmiges Nektarium ein.

Das merkwürdigste Gebilde in der Blüte ist das große blumenblattartige Doppelstaminodium, das sich aber als nichts anderes deuten läßt. Die Annahme, es sei dies etwa ein Anhängsel des fleischigen Discus, ist deshalb ausgeschlossen, weil der Discus völlig getrennt davon ist; und ein Blumenblattgebilde kann es der Stellung wegen nicht sein. Nun kommen aber an derselben Stelle bei einer der nächstverwandten Gattungen, bei *Dactylaena*, wirkliche Staminodien vor, die allerdings fadenförmig sind.

Durch das Fehlen oder die besondere Entwicklung verschiedener Blütenteile kommt eine eigentümliche Verschiebung derselben vor, so daß die Blüte in etwa zwei Teile zerfällt, einen vorderen mit den Geschlechtsteilen und einen hinteren mit dem Nektarium und den Blumenblattgebilden.

Trotz dieser Eigentümlichkeiten läßt sich die Blüte aber aus der Grundform der *Capparidaceen*blüte ableiten. Einige Diagramme, davon zwei aus EICHLERs „Blütendiagramme“ entnommen, zeigen auf der Tafel, Fig. 12 *Cleome spinosa* L., Fig. 13 *Dianthera Hochstetteri* Eichl. und Nr. 11 *Haptocarpum bahiense* Ule, die hier behandelte Pflanze.

Es fehlen hiernach die zwei vorderen Blumenblätter. Von den Staubgefäßen ist das vordere verdoppelt und bildet mit den zwei seitlichen eine Reihe; jedoch kann auch das vordere zweimal verdoppelt sein. Das hintere Staubgefäß ist in ein blumenblattartiges Staminodium umgewandelt, bei dem ebenfalls eine Verdoppelung angedeutet ist.

Bei allen Exemplaren dieser *Capparidacee* fand sich unter etwa 30 Blütenhäufchen nur ein einziges mit wenigen fruchtbaren Blüten. Die letzten Blütenhäufchen der langen Trauben scheinen vorwiegend ganz männlich zu sein. Bei den fruchtbaren Blüten sind sowohl der Fruchtknoten als auch die Staubgefäße vollkommen entwickelt. Wie bei vielen *Cleome*-Arten findet sich auch hier Andromonoecie, das heißt, es bleibt bei einem großen Teil der Blüten der Stempel verkümmert.

Die Samen der starren, spitz geschnäbelten Schoten besitzen auch eine besondere Form, sie werden nämlich durch seitliche warzige Protuberanzen kurz walzenförmig und deshalb haben ihrer nur wenige in der Frucht Platz.

Durch die fehlenden, vorderen Blumenblätter, die 4, nur vorn vorhandenen Staubgefäße mit dem petaloiden Staminodium, die einseitige Nektarleiste und die Form der Samen weicht diese *Capparidacee* von den übrigen Gattungen erheblich ab und muß deshalb als eine neue Gattung, die in die Nähe von *Polanisia* und *Dactylaena* zu stellen ist, angesehen werden. Mit letzterer Gattung hat sie auch die unterbrochenen, traubigen Fruchtstände einiger Arten gemeinsam.

Diese langen, sich verjüngenden Frucht- beziehentlich Blütenstände scheinen Monate lang zu dauern und vielleicht die trockene Jahreszeit zu überstehen. Inwieweit der Bau der Organe dieser Pflanze Anpassungen an die Dürre sind, läßt sich noch nicht bestimmter feststellen, da sie bisher nur an einer Stelle aufgefunden worden ist. Ihrer unscheinbaren Gestalt wegen ist sie wohl von anderen Sammlern übersehen worden. Die kleinen Blätter, die dünnen, verholzten Stengel, die festen, starren Fruchtschalen und die dicht von Protuberanzen umgebenen Samen sprechen entschieden für einen Trockenschutz.

Nach der biologischen Eigenschaft, sich mit dem Replum, einem Teil der Frucht, festzuhalten, soll die neue Gattung, von der hier die Beschreibung folgt, *Haptocarpum* genannt werden.

Haptocarpum Ule nov. gen.

Sepala 4, libera, decidua. Petala solum 2 postica evoluta, haud unguiculata. Stamina 4, antica, fertilia, quorum lateralia quam intermedia paullo longiora; 2 staminodia postica, petaloidea, connata. Discus inter petala et staminodia collocatus carnoso-semilunaris. Ovarium sessile, 1 loculatum, placentis 2, subpauci-ovulatis. Capsula subsessilis, cylindrica, acuta; valvis a replo deciduis. Semina verrucis protuberantibus obsita, breviter cylindrica.

Planta fruticosa vel herbacea, subscandens; foliis trifoliolatis et floribus parvis.

H. bahiense Ule nov. sp.

Foliis breviter petiolatis, membranaceis; racemis longissime continuis, multi-et densifloris, haud bracteolatis; siliquis rigide chartaceis, acute rostratis.

Der schwache, im Gesträuch spreizende Stengel wird ca. 1 m hoch und ist rund, purpurbraun, an den jüngeren Teilen wie die Blattstiele und Blätter weichhaarig. Die dreizähligen Blätter sind so lang oder länger als die Internodien: Blattstiel 10—18 mm lang, weichhaarig und weichstachelig; Blattstielchen 1—2 mm lang; mittlere Blättchen 20—35 mm lang, 10—15 mm breit, die seitlichen um ca. $^1/_6$ kleiner, oval in eine Spitze zugespitzt, nach unten etwas verschmälert und bei den seitlichen Blättchen schief. Seitennerven halb rechtswinkelig, unten etwas hervortretend, oben kurzhaarig, unten weichhaarig, ganzrandig. Die Blütenstände bilden bis über 25 cm lange, nur an der Spitze blühende Trauben, die in Zwischenräumen weibliche Blüten und Früchte erzeugen; Zwischenräume 2 bis 8 mal länger als die 1—2 cm langen und ca. 1 cm breiten Anhäufungen der Blüten, die zu 20—30 dicht beisammen stehen; die männlichen Blüten besitzen nur einen verkümmerten Fruchtknoten. Blütenstiele 3 mm lang, papillös-weichhaarig; Kelchblätter 3 mm lang, eiförmig oder oblong, spitzlich, außen an der Basis etwas weichhaarig; Blumenblätter $2^{1}/_{2}$ mm breit, gelb weißlich, elliptisch, in zwei Hälften geteilt, deren untere größer, konkav, mit umgebogenem Rande ist, so daß sie von der oberen, breitelliptischen, abgerundeten Hälfte durch eine Falte nach Art einer Lamelle getrennt ist: die 4 Staubgefäße stehen vorn in einer Reihe, Staubfäden der äußeren Staubgefäße 5 mm lang, der inneren 4 mm lang, am Grunde verbreitert; Staubbeutel 1 mm lang, $^{1}/_{2}$ mm breit, gelb, am Grunde angeheftet; blumenblattartige Staminodien bis zur Hälfte verwachsen und vereint $2^{1}/_{2}$ mm hoch und breit, nach außen befindet sich ein breit nierenförmiges, konkaves Blättchen, das einen umgeschlagenen Rand besitzt, und an dem die beiden elliptischen Teilblättchen angewachsen sind, die mit ihren 2 ovalen, oben gelben Zipfeln hervorragen, dagegen befinden sich auf der Innenseite des breiten Staminodialblattes beiderseits 2 lamellenartige Anhängsel. Nektarscheibe $1^{1}/_{4}$ mm breit, $^{1}/_{2}$ mm hoch, halbmondförmig undeutlich dreilappig, von den Blumenblättern und den Staminodien eingehüllt. Fruchtknoten 4 mm lang, kegelförmig, weichhaarig, mit einwärts gekrümmter Griffelspitze, derjenige der männlichen Blüten nur 1 mm lang; Schote 25—30 mm lang, 3 mm dick, mit ca. 8 Samen, Schnabelspitze 3—4 mm lang, am Grunde in den Fruchtstiel verschmälert, Fruchtschale aderig gerillt, unterer Teil des Replums stehen bleibend. Samen $2^{1}/_{2}$ mm lang, $1^{1}/_{2}$ mm breit, rostbraun.

Bahia: Catinga bei Calderão (Gebiet des Rio das Contas), im Oktober 1906. (ULE Nr. 7245.)

Berlin, den 15. März 1908.

Erklärung der Abbildungen.

Fig. 1 bis 11: *Haptocarpum bahiense* Ule. 1. Blütenzweig, 2. Blüte, 3. Kelchblatt, 4. Blumenblatt, 5. Nektarium, 6. Staubgefäße. 7. Staminodium von innen, 8. Staminodium von außen, 9. Stempel, 10. Same, 11. Blütendiagramm.

Fig. 12: Blütendiagramm von *Cleome spinosa* L.

Fig. 13: Blütendiagramm von *Dianthera Hochstetteri* Eichl.

Fig. 1 ist in natürlicher Größe gezeichnet. Fig. 2 ist viermal und alle übrigen sind achtmal vergrößert.

27. H. Harms: Über Geokarpie bei einer afrikanischen Leguminose.

(Mit Tafel III.)

(Eingegangen am 18. März 1908.)

Herr Regierungsrat Dr. H. KERSTING sandte im Jahre 1906 aus Sokodé-Basari in Togo eine Leguminose mit unterirdischen Hülsen, die dort unter dem Namen Kandela kultiviert wird. Da das zuerst eingeschickte Material nur einige wenige schlecht erhaltene Blüten bot, so wandte ich mich im Herbst vorigen Jahres an Herrn Dr. KERSTING mit der Bitte um reichlicheres Blütenmaterial, um die systematische Stellung der Pflanze feststellen zu können. Ende Februar dieses Jahres erhielt ich von neuem Hülsenmaterial, dem Herr Dr. KERSTING alles, was er im November vorigen Jahres an Blüten hatte finden können, beigefügt hatte. Dieses Material reicht nun wenigstens zur vollständigen Kennzeichnung der eigenartigen Pflanze aus; Herr Dr. KERSTING hat zugesagt, im Laufe des Sommers, wenn die Pflanzen dort in Togo in voller Blüte stehen, mehr Blüten einzusammeln, damit später etwaige Lücken in den Beobachtungen ergänzt werden können.

Die Kandelabohne kommt, nach freundlicher Mitteilung des Entdeckers, nur im nördlichen Teile des Bezirks von Sokodé-Basari vor, nämlich in dem erst durch ihn erschlossenen Transkaragebiet; Dr. KERSTING hat sie bisher nur im kultivierten Zustande angetroffen. Die Ernte der Früchte fällt in den Dezember. Ein fruchtendes Exemplar (Fig. A) gewährt einen ganz seltsamen Anblick. Aus einer fast senkrecht absteigenden Hauptwurzel erhebt sich der am Boden hinkriechende, behaarte oder später kahle, einfache oder verzweigte, meist unregelmäßig hin und hergebogene Stengel. Er entwickelt nach oben eine größere Anzahl meist langgestielter gedreiter Blätter, und es erinnert äußerlich, abgesehen von einigen Unterschieden in der Blattgestalt, eine Kandelapflanze ganz auffällig an Exemplare der bekannten Erderbse, *Voandzeia subterranea*. In den Boden entsendet der Stengel an den Blattansätzen zahlreiche feine, oft mit Wurzelknöllchen besetzte Wurzeln, denen natürlich die Erdpartikelchen lange anhaften. Außerdem aber hängen nach unten in den Boden hinein zahlreiche

Hülsen an kürzeren oder längeren Stielen, so daß man, bei dichter Anordnung der Hülsen, sie von einem Gewirr zahlloser Wurzeln umgeben sieht. Die seitlich etwas zusammengedrückten Hülsen bestehen gewöhnlich aus zwei, durch eine Furche voneinander getrennten Gliedern, die in gerader Richtung oder öfter in einem stumpfen Winkel zueinander liegen, so daß die an Bauch- und Rückennaht zwischen den Gliedern etwas eingekerbte Hülse gewöhnlich schwach gekrümmt ist; bisweilen findet man auch nur eingliedrige Hülsen, selten sind dreigliedrige. Ein Hülsenglied ist etwa 8—12 mm lang, 6—9 mm breit. Die Wandung ist bleich gelblich oder schmutzig bräunlich-weiß, dünn, zerbrechlich, krustenartig, etwas runzelig. Die Glieder sind durch eine dünne Querwand voneinander geschieden, und jedes birgt einen Samen. Die Stiele der Hülsen sind mit zerstreuten, ziemlich langen Haaren besetzt und werden 1,5—3 cm lang.

Wie kommt nun das Eindringen der Hülse in den Boden zustande?

Um den Vorgang richtig verstehen zu können, müssen wir von dem blühenden Stadium ausgehen. Die kleinen gelblichen Schmetterlingsblüten sitzen am kriechenden Stengel in den Achseln der Blätter[1]) und scheinen dem Erdboden anzuliegen oder sich allenfalls ein wenig über ihn zu erheben. Dr. KERSTING meint beobachtet zu haben, daß die Blüten sich öffnen, doch muß gewiß noch genauer geprüft werden, ob die Blüten chasmogam sind oder nicht. Nach der Analyse der mir vorliegenden Blüten liegt kein Grund vor, Kleistogamie anzunehmen; die Blüten sind vollständig entwickelt und zeigen keine Reduktionserscheinungen[2]). Der

---

1) Aus dem Hülsenstadium geht hervor, daß in der Blattachsel meist nur je zwei Blüten entwickelt werden, die auf äußerst kurzer gemeinsamer Achse sitzen; in anderen Fällen bemerkt man in der Blattachsel drei oder mehrere Blüten. Sind mehrere vorhanden, so scheint das daher zu rühren, daß sich in der Blattachsel ein gestauchter Achselsproß mit reduzierten Blättern entwickelt. Ein Blütenstiel fehlt so gut wie vollständig, oder er ist nur ganz kurz. — Die Verzweigungsverhältnisse bedürfen noch genauerer Prüfung.

2) Die geokarpen Leguminosen *Arachis hypogaea* und *Voandzeia subterranea* sind nach bisherigen Beobachtungen chasmogam. (Vgl. ENGLER in Sitzber. Akad. Berlin (1895) V, 65; KNUTH, Handb. III, 1 (1904) 402; LOEW in Verh. Bot. Ver. Brandenb. XLVIII. 248); für *V. s.* geben allerdings manche Autoren auch unterirdische kleistogame Blüten an (vgl. BURKILL in Kew Bull. (1906) 70). — Man bemerkt bei der Kandela-Blüte zwischen Vexillarstaubblatt und Fruchtknoten einen kurzen, scheidenartigen, dünn-fleischigen oder häutigen Discus, und ganz kleine Effigurationen an der Seite des Fruchtknotens. Diese Gebilde dürften auf Allogamie hindeuten, wenn mir auch Autogamie tatsächlich wahrscheinlicher vorkommt.

behaarte fünfzipfelige Kelch (Fig. B, C), von zwei lanzettlichen Vorblättchen begleitet, ist nur 6—7 mm lang; die kahle Krone ragt nur wenig heraus und wird 7—8 mm lang. Wir müssen besonders den Fruchtknoten ins Auge fassen. Dieser ist sehr klein und kurz gestielt (Fig. J, K), im oberen Teile birgt er 2 Samenanlagen; der kahle Griffel trägt eine köpfchenförmige Narbe. Nach der Befruchtung verlängert sich der Stielteil des Ovars (Fig. L, M, N) immer mehr, indem er sich dabei zugleich dem Erdboden zukehrt. Es entwickelt sich also ein Carpopodium: das ist das charakteristische für die Geokarpie der Kandelabohne. Man bemerkt zwischen reifen Hülsen oft die jungen, bleichen, wurzelähnlichen, abwärts gerichteten Carpopodien von 5—12 mm Länge, an deren Spitze der Fruchtknoten noch kaum angeschwollen ist oder sich bereits als kleine Verbreiterung abhebt. Wir finden alle möglichen Übergangsstadien. Zunächst ragt der Fruchtknoten, dessen Stiel schon etwas verlängert und verdickt ist, nur wenig aus dem Kelche hervor; der Griffel ist dann gewöhnlich schon abgefallen; später wird der Fruchtknoten durch den sich verlängernden Stiel mehr und mehr gleichsam vorwärts geschoben. Die Schwellung des Fruchtknotens scheint gewöhnlich erst spät einzutreten, d. h. erst nachdem das Carpopodium eine gewisse Länge erreicht und ein Stück in die Erde eingedrungen ist. Oft beobachtet man, wie sich das Carpopodium über den kriechenden Stengel hinweg unter scharfer Krümmung in den Boden hineinbiegt. Selten ist es an reifen Hülsen ganz gerade, meist etwas gebogen, nicht selten gedreht. Es ist nach dem Trocken-Material schwer zu entscheiden, ob vielleicht das Carpopodium in manchen Fällen erst nach oben wächst; gewiß wird es von der Lage der Blüte abhängen, welche Bewegungen der Stiel beim Wachstum ausführt; genauere Beobachtungen an lebenden Pflanzen sind erforderlich, um über alle Entwicklungsstadien des Carpopodiums Klarheit zu gewinnen. Die Richtung des Stieles geht oft nahezu senkrecht nach unten, in anderen Fällen bohrt er sich in schiefer Richtung in den Boden. Der Kelch bleibt als zerfasertes, verwelktes, aber gewöhnlich noch erkennbares Gebilde am Grunde des Blattstils sitzen, in andern Fällen tritt die Ansatzstelle des Kelches nur noch als undeutliche Ringlinie am Grunde des Carpopodiums hervor. Die Krone wird bereits in den frühen Stadien des Carpopodiums abgeworfen. Allmählich tritt dann auch eine Furchung der Hülsenwand zwischen den beiden sich zum Samen heranbildenden Ovula auf, die schließlich durch eine dünne Scheidewand voneinander getrennt werden. Die reife Hülse ist gegen das Carpopodium meist unter einem stumpfen oder rechten, bisweilen sogar spitzen Winkel gestellt. Hülsen, von denen man mit Sicherheit angeben könnte, daß sie oberhalb der Erde, also oberhalb des Niveaus, in dem der Stengel hinkriecht, entwickelt wären, habe ich nicht gesehen.

Die Anheftungsstelle der Samen liegt stets dem morphologisch unteren Ende des Hülsengliedes genähert, d. h. dem, das dem Blütengrunde zugekehrt ist. Die seitlich etwas zusammengedrückten, schief länglich-eiförmigen oder eiförmigen, an beiden Enden abgerundeten, 8—10 mm langen, 6—7 mm breiten Samen (Fig. P, Q) sind gewöhnlich von schwarzer Farbe. Daneben gibt es jedoch auch Spielarten mit weißlichen und hellrötlich-bräunlichen Samen: oft zeigen die weißlichen Samen um den Nabel herum schwärzliche Färbung, und außerdem oft noch einige zerstreute schwarze Pünktchen. Der Nabel ist klein, weißlich, schmal länglich; er liegt meist dem Ende des Samens etwas näher, das dem Blütengrunde zugekehrt ist, seltener liegt er nahezu in der Mitte. Da die Hülse nicht aufspringt, dürften die Samen durch Zerbröckeln der dünnen zerbrechlichen Hülsenwand frei werden. Das Würzelchen (Fig. R, S) liegt am einen Ende des Samens, und zwar an dem, das der Spitze der Frucht zugekehrt, also von dem Kelche abgewendet ist. — Einige Samen waren bereits im Herbst vorigen Jahres im Bot. Garten zu Berlin gekeimt und hatten gut gewachsene Pflänzchen gebracht, die jedoch inzwischen wieder eingegangen sind[1].

Wir finden unter den Leguminosen zwei ausgezeichnete, seit langer Zeit gut bekannte Fälle von Geokarpie, *Arachis* und *Voandzeia*, und mit diesen beiden Gattungen[2] wollen wir unsere Kandela zunächst vergleichen.

Oben wurde bereits die überraschende Ähnlichkeit der Kandela-Pflänzchen mit denen von *Voandzeia subterranea* Thou. erwähnt. Es lag daher nahe, an Beziehungen zu der Erderbse zu denken. Wir finden jedoch so wesentliche Unterschiede in den Blüten, daß eine engere Verwandtschaft mit *Voandzeia* nicht in Betracht kommt. Vor allen Dingen ist der Griffel bei *Voandzeia* ganz anders gebaut. Der hier nämlich spitz auslaufende, im obersten Teile innenseits bürstenartig behaarte Griffel trägt die Narbe auf der Innenseite unterhalb der Spitze; bei Kandela ist der Griffel kahl und trägt am Ende eine köpfchenförmige Narbe. Die Form des Kelches ist bei beiden ganz verschieden; bei *Voandzeia* sind die Kelchzipfel breit, bei Kandela ganz schmal. Die Blüten von *Voandzeia* sind kurz gestielt und stehen meist zu zweien auf einem gemeinsamen, mehr oder weniger langen dicht behaarten Inflorescenzstiel (Pedunculus), und dieser ist es, der bei *Voandzeia* das Einbohren der Hülse in die Erde besorgt; ein Carpopodium wird nicht entwickelt, so daß bei *Voandzeia* der Kelchrest, falls er nicht ganz abfällt, am Grunde der Hülse zu bemerken ist, die übrigens bedeutend größer ist als die von Kandela und eine ganz andere Gestalt zeigt; die Samen der Erderbse sind viel größer, fast kugelig, mit breitem, weißem Nabel. Die Blättchen von Kandela sind relativ breiter als die von *Voandzeia subterranea.* Bei näherem Zusehen ergeben sich demnach ganz erhebliche Verschiedenheiten zwischen den beiden zunächst hauptsächlich durch den kriechenden Stengel so ähnlichen Pflanzen. An nähere systematische Beziehungen zu *Arachis hypogaea* L., der Erdnuß, ist meiner Ansicht nach noch viel weniger zu denken. Äußerlich freilich haben in diesem Falle die Hülsen eine allerdings nur entfernte Ähnlichkeit, da sie ja bei *Arachis* gewöhnlich auch aus 2, allerdings viel größeren und dickeren Gliedern bestehen. Sonst aber gibt es der Differenzen genug: Paarig-gefiederte Blätter, dem Blattstiel angewachsene Nebenblätter, eigentümliches, sehr langes, schmales, früher fälschlich für einen Blütenstiel gehaltenes Kelchrohr bei *Arachis.* Dann sind auch die Samen der Erdnuß von ganz anderer Gestalt und anderem Bau. Während bei Kandela der Stengel auf dem Boden hinkriecht, ist er bei der Erdnuß aufrecht oder aufsteigend, so daß die Blüten wohl meist nahe dem Erdboden entspringen, ihm jedoch nicht anliegen, wie es bei Kandela der Fall zu sein scheint. Sehr merkwürdig ist es nun, daß wir bei *Arachis* wie bei Kandela ein geotropisches Carpopodium finden, das freilich bei der Erdnuß, wo die Blüten höher über dem Boden stehen, oft viel länger wird als bei unserer Pflanze.

---

[1] Über die Kulturbedingungen schreibt mir Herr Dr. KERSTING: Boden: Zerfallsprodukt von Granathornblende-Gneis, sandig humöser Lateritlehm, etwas steinig; trockenes, gut entwässertes Feld, sonnig. Jeden 2. bis 5. Tag während der Wachstumsperiode heftige, kurze, rasch abfliessende Regen. Luftfeuchtigkeit relativ gering. Temperatur von 18° bis 34° C im Schatten, in der strahlenden Sonne 60° bis 70° C.

[2] Vgl. besonders TAUBERT in Pflanzenwelt Ostafr., Teil B. (1895) S. 115 und 122.

Beide Pflanzen bedienen sich also desselben Organs, um ihre Hülsen in der Erde zu bergen. Unter den geokarpen Leguminosen[1]) finden wir dieselbe Erscheinung meines Wissens nur noch einmal wieder, nämlich bei *Trigonella Aschersoniana* Urb.[2]).

---

[1]) E. HUTH, Über geokarpe, amphikarpe und heterokarpe Pflanzen. (Abhandl. Naturwiss. VIII. 1891. 117.)

[2]) J. URBAN in Verh. Bot. Ver. Prov. Brandenburg. XXIII. 1881—82. Sitzber. 68.

Da ich die Kandelabohne keinem der mir bekannten Genera zurechnen konnte, mußte ich eine neue Gattung begründen, die ich mir erlaubte, dem Entdecker der Pflanze[1]) zu widmen. Ich stelle die Gattung zu den *Phaseoleae*, und zwar scheint sie mir der Gattung *Dolichos* am nächsten zu kommen.

Kerstingiella Harms n. gen.

Calyx cupuliformis, ultra medium vel usque ad $^2/_3$ alt. partitus, hirsuto-pubescens, laciniae angustae, inter sese subaequales, sed laterales ceteris paullulo breviores, linearilanceolatae, acuminatae, superiores in unam apice tantum vel usque medium bifidam (denticulis linearibus) connatae. Corolla paullo exserta, glabra, petala inter se subaequilonga, vexillum brevissime vel vix unguiculatum, obovatum vel suborbiculare emarginulatum alae angustae, lanceolato-oblongae, breviter unguiculatae, obtusae, paullo obliquae, basi supra unguem uno latere in appendiculam brevissimam levissime prominulam protractae; carinae petala medio cohaerentia, ceterum libera, alis similia, sed paullo latiora et longiora, leviter tantum curvata vel subrecta, lanceolato-oblonga, obtusa. Filamenta 9 connata, stamen vexillare liberum; antherae late ovales. Discus latere vexillari ovarii brevis. Ovarium breviter stipitatum, parvum, glabrum vel subglabrum, stipite breviter pubescente; stylus leviter curvatus, paullo lateraliter complanatus, glaber, stigmate terminali capitellato; ovula saepissime 2, rarius 1 vel 3. Stipes ovarii post foecundationem accrescens, demum in carpopodium elongatum apice legumen gerens pilis retrorsis parce adspersum productus. Legumen subterraneum, glabrum, plerumque ex articulis 2 (rarius 1 vel 3) compositum, leviter compressum, paullo curvatum, inter semina latere sulcatum et dorso ventreque leviter crenato-incisum (dissepimento inter semina tenui), pericarpio tenui, membranaceo-crustaceo, leviter ruguloso, haud in valvas dehiscente; semina paullo compressa, ovoidea vel oblongo-ovoidea, testa tenui, hilo parvo, lineari-oblongo, albido. radicula laterali. — Herba prostrata, caulibus repentibus, ad nodos radicantibus, hirsuto-pubescentibus vel serius subglabrescentibus. Folia longe vel longiuscule (10—23 cm) petiolata, petiolo demum sparse retrorsum piloso; foliola 3, breviter petiolulata, ovalia vel ovata vel obovata (lateralia obliqua), basi obtusa vel rotundata vel

---

[1]) Es gibt bereits eine zu den Rubiaceen gehörige Gattung *Kerstingia* K. SCHUM. (Engl. Bot. Jahrb. XXXIII. 1903. 348.)

subacuta, apice obtusa vel acutiuscula, juvenilia hirsuto-pubescentia, adulta subglabra, ca. 5—8 cm longa, 3—5,5 cm lata; stipulae deltoideo-ovatae, striatae; stipellae lineari-setaceae. Flores parvi, gemini vel plures in axillis foliorum, subsessiles vel brevissime pedicellati; prophylla 2 ad basin calycis lanceolata (ca. 4 mm longa).

Kerstingiella geocarpa Harms

ist bisher nur von Togo bekannt, wo sie Dr. KERSTING unter Nr. A 180 (Nov. 1905) und A 476, A 477, A 478 (Nov. 1907) bei Kabure (400 m ü. M.) im Bezirk Sokodé-Basari gesammelt hat; nach der Farbe der Samen unterscheidet Dr. KERSTING 3 Sorten: solche mit schwarzen, weißlichen und hellrötlich-bräunlichen Samen.

Herrn Dr. KERSTING spreche ich auch an dieser Stelle für seine freundlichen Mitteilungen meinen besten Dank aus.

Erklärung der Figuren auf Tafel III.

A Stück eines fruchtenden und einige Blüten tragenden Stengels. — B Knospe. — C Blüte. — D Kelch, aufgeschlitzt. — E Fahne. — F Flügel; der Vorsprung links oberhalb des Nagels ist stärker, als gezeichnet. — G Schiffchen. — H Androeceum. — I Pistill. — K Pistill, dessen Stipes bereits etwas verlängert ist. — L, M, N Weitere Stadien; das Carpopodium verlängert sich immer mehr und treibt den Fruchtknoten in die Erde. — O Hülse, noch nicht völlig reif, im Längsschnitt — P Same von der Seite und Q vom Nabel aus. — R Same im Längsschnitt. — S Keimling mit dem Würzelchen.

28. W. W. Lepeschkin: Über die osmotischen Eigenschaften und den Turgordruck der Blattgelenkzellen der Leguminosen.

(Eingegangen am 18. März 1908.)

Die Blattgelenke der Leguminosen zeichnen sich bekanntlich durch ihre hoch ausgeprägten Variationsbewegungen aus. Die Gelenkzellen passen daher am besten zum Studium der unter dem Einfluß verschiedener Faktoren stattfindenden Veränderungen der Größen, welche die Turgorerscheinung ausmachen und wurden daher auch bei meinen Untersuchungen über den Turgordruck der vacuolisierten Zellen in erster Linie gebraucht.

In einem ersten Aufsatz[1]) wurde von mir schon darauf hingewiesen, daß der osmotische Druck, welcher hauptsächlich den Turgordruck der vacuolisierten Zellen ausmacht, nicht nur von der Temperatur, Konzentration und elektrischer Dissociation sondern auch von der Permeabilität der Plasmamembran für gelöste Stoffe abhängt. Diese Abhängigkeit ist desto bedeutender, je größer die Permeabilität ist, und läßt sich mittelst der isotonischen Koeffizienten bestimmen.

Die Anwendung dieser Methode auf die Gelenkzellen zeigte, daß die Permeabilität der Plasmamembran der letzteren für verschiedene plasmolysierende Stoffe überraschend groß ist. So sind die isotonischen Koeffizienten von Salpeter, welche mittelst der Plasmolyse der Gelenkzellen gefunden wurden, nur 1,8—2,6, diejenigen von Kochsalz nur 1,9—2,3 und von Glycerin gleich 1,3—1,4, während diese Koeffizienten für die Epidermiszellen von *Tradescantia discolor* bekanntlich folgerecht 3, 3 und 1,78 (vorausgesetzt, daß der isotonische Koeffizient von Zucker gleich 1,88 ist) gefunden werden[2]).

Von vornherein war es zu erwarten, daß sich die Permeabilität der Plasmamembran der Gelenkzellen auch für die im Zellsaft gelösten Stoffe ungewöhnlich groß erweisen wird.

In der Tat beobachtete schon HILBURG[3]), daß die Konzentration des Zellsafts in den Gelenken sehr rasch abnimmt, wenn dieselben in Wasser (geschnitten oder intakt) gebracht werden. Doch hält es HILBURG für unwahrscheinlich, daß die Konzentrationsabnahme durch die Exosmose der im Zellsaft gelösten Stoffe verursacht wird, weil dem Anschein nach aus den Gelenken keine größere Menge gelöster Stoffe ins Wasser übergehen als aus den gleich großen Stengelstückchen. Man kann sich aber leicht davon überzeugen, wenn man sich mit der Bestimmung der extrahierten Stoffmenge mittelst des Augenmaßes nicht zufrieden gibt und sich der Wage zuwendet, daß aus den Gelenken eine um das 3—4 fach größere Stoffmenge als aus dem gleichen Gewicht der Stengelstückchen extrahiert wird und daß die Stoffe, welche nach dem Verbleiben der letzteren im Wasser enthalten sind, wie das die mikrochemische Analyse zeigt, hauptsächlich vom Xylem derselben stammen.

---

[1]) In bezug auf die Terminologie usw. verweise ich auf meinen Aufsatz Nr. 24 in diesem Hefte.

[2]) DE VRIES. Zeitschr. f. phys. Chemie. 1888. Bd. 2. S. 415.

[3]) HILBURG. Unters. a. d. Bot. Inst. zu Tübingen. Bd. I, 1888, S. 23.

Die aus den Gelenken extrahierte Stoffmenge entspricht weiter genau der Konzentrationsabnahme des Zellsafts derselben, welche nur in den an das Wasser angrenzenden Zellen (Oberflächenzellen) beobachtet wird[1]).

Daß die Konzentrationsabnahme des Zellsaftes durch die Exosmose der in letzterem gelösten Stoffe verursacht wird, erhellt auch daraus, daß diese Abnahme viel rascher stattfindet, wenn das die Gelenkzellen umgebende Wasser stets erneuert wird. So wurde z. B. der Zellsaft eines Blättchengelenks von *Phaseolus multiflorus* vor dem Einbringen in Wasser 3,5 pCt. Salpeter isotonisch gefunden; nach dem 4 Stunden dauernden Verbleiben der Querschnitte in Wasser auf einem horizontalen seidenen Netz erniedrigte sich die Saftkonzentration bis zu 1,9 pCt. Salpeter, während der Zellsaft der Querschnitte, welche im Wasser unter dem Deckgläschen geblieben waren, nur 2,8 pCt. Salpeter isotonisch war.

Die nähere Untersuchung der Konzentrationsabnahme des Zellsaftes zeigt, daß diese nicht nur qualitativ, sondern auch quantitativ den Diffusionsgesetzen folgt und daher durch die Exosmose der im Zellsaft gelösten Stoffe herbeigeführt wird.

Um die Diffusionsgesetze an den Gelenkzellen zu prüfen, ist es am einfachsten, bei steter Erneuerung des sie umgebenden Wassers ihre Saftkonzentration durch gewisse Zeitintervalle mehrfach zu bestimmen. Da die Diffusionsgeschwindigkeit dem Konzentrationsabfalle, welcher im betrachteten Falle der Saftkonzentration selbst gleich ist, proportional ist, so würde sich die Geschwindigkeit der Konzentrationsabnahme, wenn diese letztere durch die Exosmose verursacht wäre, mit der Zeit immer vermindern bis sie endlich gleich 0 sein wird. Wenn wir mit C_1 — die Konzentration des Zellsafts (in Gramm-Mol. pro l) vor dem Einbringen der Zellen in Wasser, mit C_2 — die Konzentration desselben nach dem Verbleiben der Zellen während t Minuten in letzterem bezeichneten, so folgt nach den Diffusionsgesetzen: $\log \frac{C_1}{C_2} = \alpha t$, worin α — die Proportionalitätskonstante ist [1]).

---

[1]) Aus jedem Gramm der intakten Gelenke wurden in 6 Stunden (das Gelenkgewicht war 2,5107—2,6698 g, Wassermenge = 3 ccm) ungefähr 0,0057 g extrahiert, während aus jedem Stengelgewicht in gleicher Zeit nur 0,0015 g Stoffe exosmiert waren. Die Untersuchung zeigte dabei, daß sich vor dem Einbringen in Wasser die Parenchymzellen der Gelenke erst mit 6,3—6,5 pCt. Salpeter plasmolysieren ließen, während nach dem Verbleiben in Wasser der Salpetergrenzwert im Mittel 5,7—6 pCt. war. Man konnte daher annehmen, daß $^1/_{10}$ von den im Zellsaft gelösten Stoffen während des Versuches ins Wasser exosmierte. Andererseits zeigte die Analyse, daß die im Zellsaft gelösten Stoffe 5—6 pCt. des Gelenkgewichts ausmachen; aus jedem Gramm der Gelenke mußte also 0,005—0,006 mg gelöster Stoffe ins Wasser übergegangen sein, welche Zahl, wie oben angegeben, auch in Wirklichkeit gefunden war.

Die Versuche wurden so angestellt, daß man das betreffende Gelenk mittels eines Mikrotoms [2]) in 40—80 μ dicke (bei *Mimosa pudica* und *sinsitiva* — 40 μ und bei *Phaseolus multiflorus* — 80 μ) Querschnitte zerlegte und die letzteren auf einem horizontalen seidenen Netz (Gaze-Stück, gespannt auf einem Glasring), der in Wasser 2—3 mm tief unter der Oberfläche getaucht war, gebracht wurden. Die erhaltenen Schnitte enthielten der Dicke nach nur eine Schicht der unverletzten Zellen. Die Plasmolyse wurde mit Salpeter ausgeführt. Es erwies sich, daß die Saftkonzentration in den Zellen, die sich in einem bestimmten Radialschnitte des Gelenkes befinden, nur höchstens um 0,1—0,2 pCt. Salpeter variierte und man daher bei der Bestimmung der mittleren (für 6—10 Schnitte) Saftkonzentration einen Fehler von höchstens 0,1 pCt. Salpeter machen konnte. Bei meinen Versuchen wurden nur die Zellen, welche sich oberhalb (in den Tabellen: Zellen der oberen Gelenkhälften) oder unterhalb (Zellen der unteren Gelenkhälften) des Gefäßbündels befinden, untersucht. Die Konzentrationsabnahme war in allen

---

1) Die angegebene Proportionalität wird folgendermaßen bewiesen. Nehmen wir an, daß in einem gewissen Moment die Konzentration des Zellsafts C ist. Während des folgenden unendlich kleinen Zeitintervalls dt diffundiert aus der Zelle eine unendlich kleine Stoffquantität dS heraus, was die Änderung der Saftkonzentration um $-dc$ herbeiführt. Wenn das Zellvolum V ist, so ist $dS = -Vdc$. Den Diffusionsgesetzen nach ist die Stoffquantität, die in der Zeiteinheit und durch die Oberflächeneinheit der Membran passiert, dem Konzentrationsgefälle, d. h. in unserem Falle der Saftkonzentration, proportional; daher ist $-\frac{Vdc}{Pdt} = kc$, wo k — Proportionalitätskonstante ist und woraus sich: $-\frac{dc}{c} = \frac{Pk}{V}\,dt$ ergibt. Nach Intergration haben wir $-\log C = \frac{Pk}{V}\,t + M$ wo M — eine Konstante ist. Da bei $t = 0$ die Saftkonzentration C_1 ist, so ist $M = -\log C_1$, oder: $\log \frac{C_1}{C} = \frac{Pk}{V}\,t = \alpha t$ $\left(\frac{P}{V}\right.$ ist in unserem Falle annähernd konstant).

2) Das Mikrotommesser wurde zu diesem Zweck durch ein gewöhnliches Rasiermesser ersetzt.

Zellen eines beliebigen Radialschnittes gleich; daher konnte man die an den Schnitten, welche zu verschiedener Zeit aus dem Wasser genommen wurden, erhaltenen Kraftkonzentrationen als die Saftkonzentrationen einer und derselben Zelle zu verschiedener Zeit betrachten. Es wurden gewöhnlich 6—10 Schnitte auf einmal aus dem Wasser genommen und plasmolysiert. Die erste Konzentrationsbestimmung wurde nicht direkt nach dem Schneiden sondern nach dem 25 Minuten dauernden Verbleiben der Schnitte im Wasser gemacht, weil, wie die Vorversuche zeigten, nach dem Aufsaugen von Wasser durch die Schnitte die Zellen der letzteren sich öfters über die Elastizitätsgrenze ihrer Wände gedehnt hatten und ihre durch die Plasmolyse gefundene Saftkonzentration daher nicht den Schnitten, die noch nicht in Wasser gewesen waren, entsprach.

Die erhaltenen Konzentrationen bedurften einer Korrektur auf die Volumverminderung bei der Plasmolyse. Die Vorversuche, bei welcher das Abmessen der aus den Gelenken oberhalb und unterhalb des Gefäßbündels herausgeschnittenen Prismen unter schwacher Vergrößerung gemacht wurde, zeigten, daß die Verminderung der mit Wasser gesättigten oberen Gelenkhälften von *Phaseolus* bei der Plasmolyse 25—29 pCt. ihres plasmolysierten Volums war, diejenige für die unteren Gelenkhälften 35—50 pCt. Bei *Mimosa* war die Verminderung für die oberen Gelenkhälften im Mittel 18 pCt., für die unteren — 40 pCt. Bei der fortdauernden Konzentrationsabnahme des Zellsafts vermindert sich weiter der osmotische Druck des letzteren und daher auch das Zellvolum. Die Volumverminderung bei der Plasmolyse wird also immer kleiner. So zeigte die Untersuchung, daß, wenn in der Zelle nur die Hälfte des früher vorhandenen Turgordruckes zurückgeblieben war, die Volumverminderung für die oberen Gelenkhälften von *Phaseolus* nur 19 pCt., für die unteren — 26 pCt. und bei *Mimosa* folgerecht 13 pCt. und 25 pCt. war. Die Korrekturen für die mittleren Turgordrucke wurde durch Interpolation gefunden.

In den folgenden Tabellen sind unter Litera: c — die gefundenen, auf die Volumverminderung bei der Plasmolyse korrigierten, Saftkonzentrationen der Schnitte in Prozenten von Salpeter, unter t — die Minutenzahl, nach deren Verlauf die Schnitte aus dem Wasser genommen wurden, und unter α — die erhaltene Proportionalitätskonstante (s. o.) angegeben.

Mimosa pudica.

I. Obere Gelenkhälften.

Nr. 1			Nr. 2			Nr. 3		
c	*t*	*α*	*c*	*t*	*α*	*c*	*t*	*α*
2,4	25	—	5,5	25	—	4,3	25	—
1,7	109	0,0041	2,8	101	0,0089	1,8	110	0,0102
1,0	241	0,0041	1,5	164	0,0093	1,2	155	0,0098
0,6	383	0,0039	1,2	215	0,0080	1,0	185	0,0091
0,4	455	0,0042	0,9	245	0,0082	—	—	—

II. Untere Gelenkhälften.

Nr. 1			Nr. 2			Nr. 3		
c	*t*	*α*	*c*	*t*	*α*	*c*	*t*	*α*
1,9	25	—	3,0	25	—	2,8	25	—
1,8	109	0,0006	2,5	101	0,0026	1,5	110	0,0073
1,7	241	0,0005	2,0	164	0,0029	1,0	155	0,0079
1,5	383	0,0006	1,8	215	0,0026	0,9	185	0,0071
1,4	455	0,0006	—	—	—	—	—	—

Mimosa sinsitiva.

Obere Gelenkhälfte.

c	*t*	*α*
7,1	25	—
6,2	99	0,0020
4,2	296	0,0020
3,0	481	0,0019
2,0	665	0,0020

Phaseolus multiflorus.

Untere Gelenkhälfte.

c	*t*	*α*
1,2	25	—
1,1	85	0,0014
0,9	250	0,0013
0,8	445	0,0010
0,7	585	0,0010

Aus den angeführten Zahlen ersieht man, daß die Proportionalitätskonstanten *α* innerhalb der Fehlergrenze der Konzentrationsbestimmung auch in Wirklichkeit stets konstant sind. Weniger geeignet als die Gelenke von *Mimosa* erwiesen sich zur Prüfung der Diffusionsgesetze die Gelenke von *Phaseolus* und besonders deren obere Hälften. Das kommt, wie eine nähere Untersuchung zeigte, daher, daß der Zellsaft der oberen Gelenke von *Phaseolus* ziemlich viele schwer diffundierende Stoffe enthält; daher werden die Größen *α* mit der Zeit fortwährend kleiner, bis endlich die Konzentration abzunehmen aufhört.

Die mikrochemische Analyse der aus den Gelenken extrahierten Stoffe zeigte, daß aus dem Zellsaft hauptsächlich Mineralstoffe exosmiert waren. Zwischen letzteren wurden $CaCl_2$, KCl,

KNO_3, $CaSO_4$ und schwefelsaure Alkalien gefunden. Die Durchlässigkeit der Plasmamembran der Gelenkzellen ist daher für diese Stoffe ungewöhnlich groß und nach dem Einbringen der Gelenkschnitte in Lösungen dieser Stoffe muß die Exosmose der letzteren meistenteils durch die Endosmose derselben in den Zellsaft verdeckt werden. In der Tat wies schon HILBURG darauf hin, daß die Konzentrationsabnahme des Zellsafts der Gelenke in den Lösungen der erwähnten Stoffe je nach der Konzentration dieser Lösungen verlangsamt oder schließlich sistiert wird. Diese Beobachtungen wurden auch von mir besonders für Salpeter bestätigt. Die Konzentrationsabnahme findet aber, wie meine Versuche zeigten, auch in den plasmolysierenden Zuckerlösungen eben so rasch statt wie in Wasser. In Übereinstimmung damit zeigte die Untersuchung, daß, während die Volumina der mit Salpeter plasmolysierten Protoplasten unverändert bleiben, sich die Volumina der mit Chlorcalcium plasmolysierten langsam, und der mit Zucker plasmolysierten rasch vermindern. Hingegen findet eine Zunahme der Saftkonzentration und eine Volumvergrößerung des Protoplasten in den Gelenkzellen statt, wenn die Plasmolyse mit Glyzerin ausgeführt wird.

In Anbetracht des Gesagten müssen wir also annehmen, daß die Plasmamembran der Gelenkzellen für gelöste Stoffe (außer Zucker) ungewöhnlich stark permeabel ist und daß die Berücksichtigung dieser Permeabilität bei der Bestimmung des osmotischen Druckes des Zellsafts und der umgebenden Lösung an den Blattgelenken besonders wichtig ist[1].

Nach den isotonischen Koeffizienten von Salpeter zu urteilen, kann der theoretische, aus der Konzentration und der Temperatur berechnete, osmotische Druck des Zellsaftes der Gelenke durch den Permeabilitätseinfluß um $^1/_4$—$^1/_2$ seiner Größe vermindert werden. Die Veränderung der Permeabilität der Plasmamembran für die im Zellsaft gelösten Stoffe kann also eine Turgordruckänderung um mehrere Atmosphären herbeiführen[2]. Davon, daß solche Veränderungen des Turgordrucks unter den Einwirkungen verschiedener Faktoren auch in Wirklichkeit vorkommen und die bekannten Variationsbewegungen verursachen, möchte ich in einem anderen Aufsatz berichten.

---

[1] Bei meinen Versuchen wurden die Gelenkzellen der Blättchen der dreigespreizten Blätter von *Phaseolus multiflorus* und *vulgaris* und die Blattgelenkzellen von *Mimosa pudica* und *sinsitiva* gebraucht.

[2] Der Zellsaft der Gelenke ist gewöhnlich 4—8 pCt. KNO_3 isotonisch.

29. E. Hannig: Die Bindung freien atmosphärischen Stickstoffs durch pilzhaltiges Lolium temulentum.

(Mit einer Textfigur.)

(Vorläufige Mitteilung)

(Eingegangen am 23. März 1908.)

Die Nutzbarmachung freien atmosphärischen Stickstoffs durch höhere Pflanzen ist bis jetzt mit Sicherheit nur bei den Pflanzen mit Bakterien- oder mit Pilzknöllchen (Leguminosen, Alnus, Elaeagnus usw. und Podocarpus) und bei denen mit endotropher Mykorhiza bekannt, für die ektotrophen Mykorhizen liegen noch keine Untersuchungen vor und für Pflanzen ohne Wurzel-Symbionten Cruciferen, Gramineen) konnte keine N-Bindung nachgewiesen werden (Lit. s. JOST[1]). Auch bei Pflanzen, die nur in oberirdischen Organen Pilzparasiten führen, ist nach Assimilation des Luftstickstoffs gesucht worden, von BREFELD[2]) und BREFELD und FALK[3]) bei brandkrankem Getreide, von HILTNER[4]) bei pilzführendem *Lolium temulentum*. BREFELDs und FALKs Resultate waren negativ, HILTNER dagegen gelangte zu dem Schluß, daß bei *Lolium temulentum* eine geringe Menge Luftstickstoff gebunden werden müsse. Die Versuchsanstellung HILTNERs ist aber, wie wir gleich sehen werden, nicht einwandsfrei, und deshalb eine erneute Untersuchung der Frage notwendig.

Bei *Lolium temulentum* besitzen (Lit. s. HANNIG[5]), die Samenkörner zwischen Samenschale und Aleuronschicht ein dichtes Hyphengeflecht, das von einem parasitischen Pilz unbekannter systematischer Stellung gebildet wird. Die Pilzhyphen treten im Stengel und in den Blättern nur spärlich auf und fehlen in den Wurzeln ganz. Bei anderen *Lolium*arten finden sich nur selten verpilzte Individuen. HILTNER konnte daher, als er *Lolium temulentum* auf sein Verhalten zum Luftstickstoff untersuchen wollte, *Lolium temulentum* nur mit einer anderen *Lolium*art vergleichen.

---

1) Vorlesungen über Pflanzenphysiologie. 2. Aufl. 1908, 274 ff.

2) Nachrichten aus dem Klub der Landwirte. Berlin 1903, Nr. 466.

3) Untersuchungen aus dem gesamten Gebiet der Mykologie, XIII. 1905.

4) Bakteriologisches Zentralblatt. II, 9, 1896.

5) Botanische Zeitung 65, 1907. Heft 2. S. 27 ff.

Das erschwerte an sich schon die Beurteilung der Resultate, war aber um so mehr bedenklich, als seine Vergleichspflanze, *Lolium italicum*, nicht wie *Lolium temulentum* einjährig, sondern perennierend war. Im übrigen verfuhr H. folgendermaßen: „4 einliterige Blumentöpfe wurden mit reinem, völlig stickstoffreiem, aber sonst mit Mineralsalzen gedüngtem Quarzsande gefüllt und in diesen pro Topf je 5 Früchte von *Lolium temulentum* und *Lolium italicum* eingesät. Zum Begießen gelangte gutes Leitungswasser zur Verwendung, welches 0,84 mg N pro Liter enthielt. 2 Töpfe erhielten je 50 mg N in Form von KNO_3 (HILTNER l. c. 835). Das Ergebnis der Stickstoffbestimmungen war folgendes:

Lolium temulentum	ohne N	34,24	mit N	79,17	mg N
Lolium italicum	„	10,58	„	47,00	„
Differenz zugunsten von *Lolium temulentum* . .		23,66 mg		32,17	mg N.

Da mit dem Begießwasser höchstens 8 mg Stickstoff in Form von KNO_3 zugeführt waren, mußte das Mehr von 36,8 mg aus dem Stickstoff der Luft stammen. Trotzdem läßt sich aus diesen Versuchen nicht der Schluß ziehen, daß der *Lolium*pilz die Ursache der Stickstoffbildung ist, da die Mitwirkung von Mikroorganismen nicht ausgeschlossen war. Außerdem sind die Zahlen deswegen nicht genau, weil sich in den Versuchsgefäßen die Wurzeln so dicht miteinander verflochten waren, daß sie nicht getrennt werden konnten und daher der Wurzelstickstoff summarisch je zur Hälfte den beiden *Lolium*arten angerechnet werden mußte.

Nachdem ich früher (l. c. S. 26) gezeigt hatte, daß es nicht schwer ist, pilzfreies *Lolium temulentum* zu erhalten, war die Grundlage für eine Nachprüfung der HILTNERschen Untersuchung gegeben. Es konnten jetzt nebeneinander *Lolium temulentum* mit und *Lolium temulentum* ohne Pilz sowohl in stickstofffreier als auch in stickstoffhaltiger Lösung kultiviert werden. Als Kulturmedium diente Quarzsand von MERCK (garantiert stickstoffrei, pro analysi); in diesem wurden kultiviert:

3 × 4 Pflanzen mit Pilz, mit Stickstoff.
3 × 4 „ „ „ ohne „
3 × 4 „ ohne „ mit „
3 × 4 „ „ „ ohne „

Die Hauptschwierigkeit dabei war die Ausschließung von Pilzen und Bakterien, also die Beschaffung sterilen Materials und die Sicherheit aseptischer Kultur.

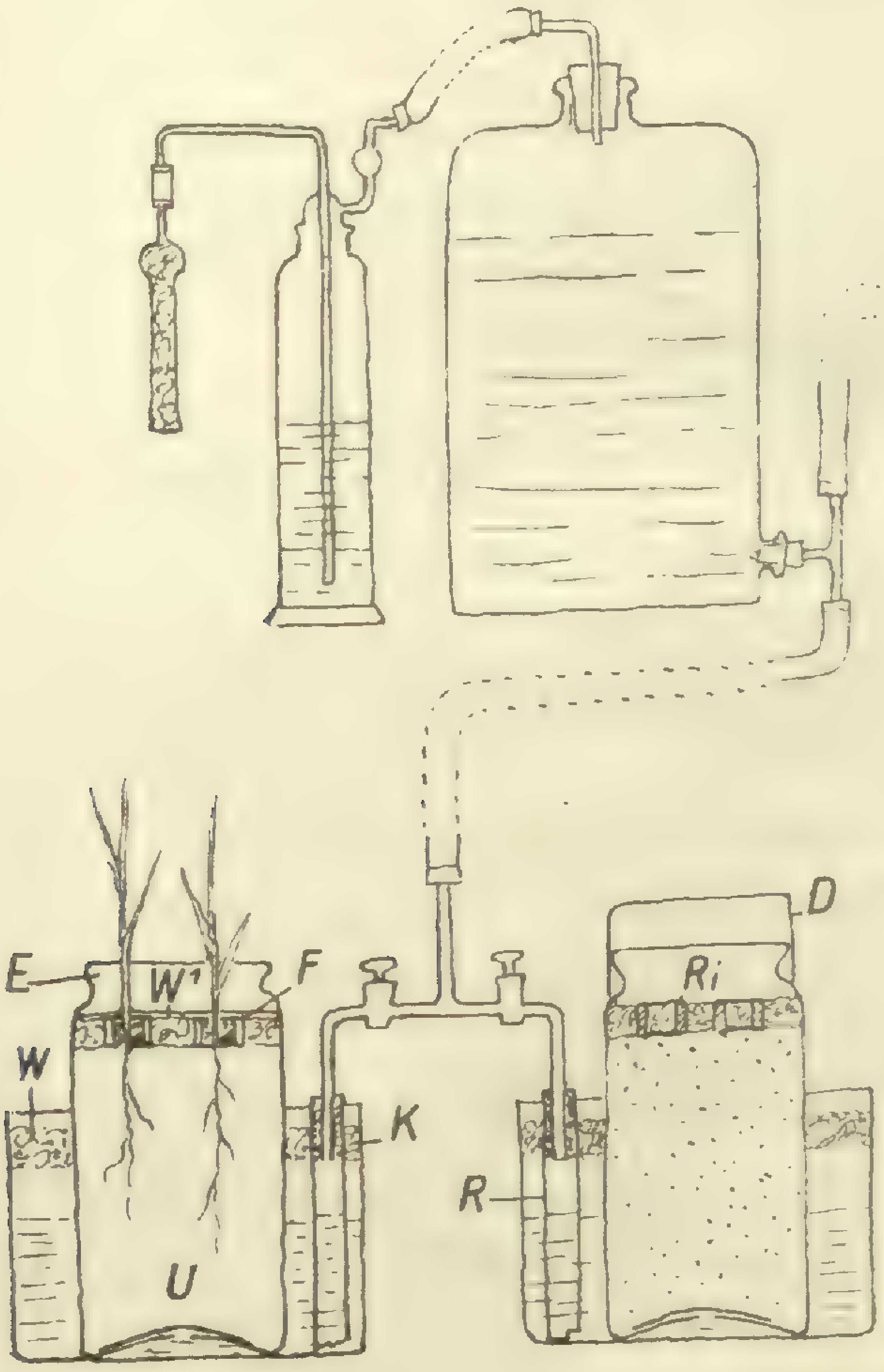
Die Sterilisierung der Körner. Die Körner stammten von Kulturen von *Lolium temulentum* mit Pilz und ohne Pilz, die im Jahre 1906 im botanischen Garten (Straßburg) vorgenommen worden waren. Sie wurden aus der Ernte so ausgesucht, daß sie ohne Spelzen möglichst gleich groß waren und zu je 4 genau 0,1366 g (0,0094 g pro Stück) wogen. Die Sterilisierung wurde nach der von FREEMANN[1]) vorgeschlagenen Weise durchgeführt, nämlich dadurch, daß die Körner 10 Min. lang in 1 proz. Sublimat eingelegt wurden. Da an den in der Sublimatlösung liegenden Körnern häufig Luftblasen anhafteten, die auch durch Schütteln nicht entfernt werden konnten, mußten die Körner zuerst in 50 proz. Alkohol geschüttelt werden; dadurch gelang es, auch die feinsten Spalten an den Samen zu benetzen, so daß das Sublimat überall hindringen konnte. Leider setzte die Sublimatlösung die Keimfähigkeit ziemlich stark herab, doch ließ sich das im Interesse einer sicheren Sterilisierung nicht vermeiden.

Da pilzhaltige und pilzfreie Pflanzen miteinander zu vergleichen waren, mußte jeder einzelne Samen genau geprüft werden. Früher waren zu diesem Zwecke die Körner durchgeschnitten und dann Querschnitte mikroskopisch untersucht worden. Da aber die Körner auf die angegebene Weise mit Sublimat sterilisiert werden sollten, konnte diese Methode nicht angewendet werden. Zum Glück stand ein anderer, viel einfacherer Weg offen. Da die Pilzschicht stets zwischen Aleuronschicht und Samenschale ausgebreitet ist, konnte mit Leichtigkeit durch Tangentialschnitte das Vorhandensein oder Fehlen des Pilzes nachgewiesen werden. Dazu genügten die kleinsten Schnitte, so daß sich jede nennenswerte Verletzung des Kornes vermeiden ließ. Spuren von Sublimat fanden natürlich von der Schnittwunde aus Eingang in das Endosperm, doch wurde dadurch niemals eine besondere Schädigung des Endosperms hervorgerufen.

Kulturmethode. Sehr viel umständlicher war es, bei den Kulturen die Anwesenheit von Mikroorganismen auszuschließen. Das geschah auf folgende Weise: Zur Aufnahme des Quarzsandes wurden Glasgefäße (*E*, Textfigur) von ca. $^5/_4$ l benutzt, in deren Boden ein Loch von 2—3 mm Durchmesser gebohrt war. Diese Öffnung wurde mit einem Uhrglas (*U*) verschlossen und das Gefäß in eine dickwandige Kristallisierschale gestellt, die $^1/_2$ oder $^1/_3$ so hoch war wie die Kulturgläser. Zur Befestigung des Gefäßes in der Schale und zugleich zum Abschluß gegen die Luft wurde ein dichter Wattering (*W*) am oberen Rande der Kristallisierschale zwischen Schale und Gefäß so fest eingepreßt, daß die Watte sich hart anfühlte und beim Herausheben und Schütteln des Gefäßes *E* die Schale *K* sich nicht rühren konnte. In den Zwischenraum zwischen Kristallisierschale und Kulturgefäß wurde an einer Stelle eine starke Glasröhre (*R*) von der Höhe der Kristallisierschale beim Einfügen des Watteringes mit eingeklemmt und provisorisch mit Watte verschlossen. Der Quarzsand wurde nach dem Vorgange von HELLRIEGEL und WILLFAHRT[1]), nachdem er in einer großen Porzellanschale mit einer bestimmten Menge Nährlösung (in der stickstoffhaltigen Lösung 0,492 g N pro Kilo Sand) gemischt war, bis er backend wurde, unter Benutzung von Gummifingern in das Kulturgefäß eingebröckelt, wodurch eine lockere Beschaffenheit der Sandmasse erzielt werden konnte. Als Abschluß des Quarzsandes nach oben diente eine dicke dichte Lage von Watte (W_1) in etwas größerem Durchmesser als dem lichten Durchmesser des Kulturgefäßes entsprach, diese wurde rund abgeschnitten, dann an den vier Stellen, an denen die *Lolium*keime eingepflanzt werden sollten, mit der Spitze einer großen Schere ein Loch eingebohrt und durch vor-

---

[1]) Philos. transactions r. soc. Ser. B 196, 1903 1—27.



---

1) Beilageheft d. Zeitschr. f. d. Rübenzucker-Industrie, Nov. 1888.

sichtiges Drehen ein wenig erweitert. In diese vier Öffnungen der Watte mußte je ein Glasring (*Ri*) eingezwängt werden. Nach einiger Übung gelang es, den Verschluß vollständig dicht herzustellen. Auch die Glasringe wurden vorläufig mit Watte verschlossen und über das Gefäß als Deckel eine Kristallisierschale (*D*) gelegt, und der soweit hergerichtete Apparat im Dampfsterilisierapparat mehrmals sterilisiert.

Die sterilisierten Samen waren nach Abspülen mit sterilisiertem Wasser zuerst 24 Stunden zum Quellen eingelegt worden nachher auf sterilisiertem Filtrierpapier bis zum Auskeimen liegen gelassen und zuletzt in ein Gefäß, das mit übergreifendem Deckel geschlossen war, in Quarzsand (ohne Stickstoff) eingesetzt. Nachdem sie hier etwa 3 cm lange Keimblätter und 3—4 cm lange Wurzeln gebildet hatten, konnten sie in die Kulturgefäße eingepflanzt werden. Dabei mußte die Watte aus den Glasringen herausgenommen, mit einer Platinnadel oder einem Glasstab ein Loch in den Quarzsand gebohrt und die Pflanze soweit eingelassen werden, daß das Samenkorn mit dem Boden des Ringes abschloß. Dann wurde die Keimpflanze innerhalb des Glasringes mit sterilisierter Watte so dicht eingeschlossen, daß der Zugang zu dem Quarzsand abgesperrt war. Zur weiteren Sicherung gegen die Verunreinigung der Luft wurde eine Scheibe von Filtrierpapier (*F*), entsprechend der Stellung der 4 Keimlinge mit vier kleinen Kreuzschnitten versehen, über die Keimlinge übergezogen und dicht an Watte und Gefäßwand angepreßt.

Es mußte noch weiter dafür gesorgt sein, daß der Quarzsand genügend feucht gehalten und eventuell Verdunstungswasser ersetzt werden konnte. Das geschah dadurch, daß je 4 Gefäße in der Weise, wie die Textfigur angibt, mit je einem Aspirator verbunden wurden. Die Luft, welche in die Aspiratoren nachströmte, wurde durch eine mit Watte gefüllte Röhre und durch eine Waschflasche mit H_2SO_4 conc. filtriert. Die Gummischläuche zwischen den einzelnen Glasröhren waren in Watte eingeschlossen und mit Leinwandschläuchen überzogen. So konnte die Watte dauernd feucht gehalten und damit verhindert werden, daß die Gummischläuche in der Sonne brüchig wurden. Von den Aspiratoren aus wurden dann die Kristallisierschalen soweit mit Wasser gefüllt, daß noch etwa 2 cm Zwischenraum zwischen Watte und Wasseroberfläche frei blieb, was notwendig war, um eine Durchfeuchtung der Watte zu verhüten. Übrigens war der Wasserverbrauch ein verhältnismäßig geringer, da die Watteverschlüsse sehr dicht hielten, und infolgedessen reichte der Vorrat der Aspiratoren für die ganze Kultur bequem aus.

Die Kultur wurde im botanischen Garten vorgenommen, an einer Stelle, die möglichst gegen Wind geschützt war und dauerte von Ende Juni bis Mitte September 1907. Da natürlich die Benetzung der Watteverschlüsse verhindert werden mußte, wurde aus Gewächshausfenstern ein kleines Glashaus gebaut, das oben und an zwei Seiten verschlossen, an den beiden anderen Seiten frei war. Die freien Seiten waren mittels engmaschiger Hanfnetze gegen Vögel und größere Insekten geschützt. Eine reichliche Luftbewegung war zwar auf die Weise ermöglicht, trotzdem mußte bei höherer Temperatur die direkte Sonne mit Gewächshausjalousien abgeschwächt werden.

Während der Kultur zeigte sich, daß eine Anzahl von Samenkörnern durch die Sublimatbehandlung so gelitten hatte, daß sie nach kurzer Zeit zu wachsen aufhörten. Zwei Kulturgefäße wurden dadurch bald vollständig ausgeschaltet. In drei Gefäßen der stickstoffhaltigen Kulturen hatte sich nur je eine Pflanze weiter entwickelt, während in den fünf übriggebliebenen Gefäßen der stickstofffreien Kulturen die Pflanzen alle ziemlich gleichmäßig gut fortkamen.

Das Ergebnis der Versuche war, daß in allen Kulturen ohne Stickstoff die Pflanzen nur schwach wuchsen, während die mit Stickstoff versorgten kräftig gediehen. Letztere entwickelten sich und reiften Früchte wie normale Freilandpflanzen, und zwar so, daß sich die pilzhaltigen äußerlich von den pilzfreien nicht unterschieden.

Stickstoffzahlen. Die Stickstoffbestimmung wurde nach KJEHLDAHL ausgeführt. Leider platzte bei der Schwefelsäurebehandlung einer der Kolben, und zwar grade von einer Reihe, von der nur zwei Versuchsgefäße übrig geblieben waren, nämlich *Lolium* mit Pilz ohne Stickstoff. Diese Reihe mußte daher von neuem in Kultur genommen werden. Das geschah auf dieselbe Weise wie bei der ersten Serie, nur wurden die Samenkörner so ausgesucht und abgewogen, daß jedes einzelne 0,0053 g schwer war. Die Zahlen dieser Versuchsreihe sind in den folgenden Tabellen unter Serie II angegeben.

Serie I.

Laufende Nr.		
1	4 Körner mit Pilz enthalten	16.15 mg N
2	" " "	18,95 " "
3	" " "	14,04 " "
	Durchschnitt	16,38 mg N
	pro Korn	4,09 " "
4	je 4 Körner ohne Pilz von 0,0091 g pro Korn enthalten	11,93 mg N
5	" " " " "	10,53 " "
6	" " " " "	12,64 " "
	Durchschnitt	11,70 mg N
	pro Korn	2,92 " "

Serie II.

7 je 8 Körner mit Pilz von 0,0053 g pro Korn enthalten 23,87 mg N
8 „ „ „ „ „ 21,76 „ „
9 „ „ „ „ „ 21,57 „ „
Durchschnitt . . . 23,40 mg N
pro 4 Körner. . . 11,70 „ „
pro Korn. . . . . 2,92 „ „

Lauf. Nr.	Serie	Kultur	Anzahl der gewachsenen Pflanzen	Gesamtmenge des geerntet. N in mg	Entwicklung der Planzen im Durchschnitt
		ohne Pilz			
10	I	ohne N	4	9,11	7 cm hoch
11		„	4	13,34	8 „ „
12		„	4	12,64	7,5 „ „
		Durchschnitt für 4 Pflanzen .		11,69 mg N	
		N-Gehalt von 4 pilzfreien Körnern		11,70 „ „	
		N-Zunahme in der Kultur . .		—0,01 mg N	
		mit Pilz			
13	I	ohne N	4	25,98	8 cm hoch
		N-Gehalt von 4 Körnern mit Pilz		16,38 mg N	
		N-Zunahme in der Kultur . .		9,60 mg N	
		mit Pilz			
14	II	ohne N	4	14,04	10 cm hoch
15		„	4	18,24	11 „ „
16		„	4	33,70[1]	12 „ „
		Durchschnitt für 4 Pflanzen .		21,99 mg N	
		N-Gehalt von 4 pilzhaltigen Körnern		11,70 „ „	
		N-Zunahme in der Kultur . .		10,29 mg N	
		ohne Pilz			
17	I	mit N	1	42,12	14 cm hoch
18		„	1	45,08	23 „ „
19		„	1	330,70	25 „ „ mehrere Halme
		Durchschnitt		152,60 mg N	
		N-Gehalt von 1 Korn ohne Pilz		4,09 „ „	
		N-Zunahme in N-haltiger Kultur		148,09 mg N	
		mit Pilz			
20	I	mit N	3	103,2	26 cm hoch
21			1	70,9	22 „ „ mehrere Halme
		Durchschnitt für 4 Pflanzen		171,10 mg N	
		N-Gehalt in 4 Körnern mit Pilz		11,70 „ „	
		N-Zunahme		159,40 mg N	

---

1) Zwei Wochen länger in Kultur.

Diese Zahlen lehren

1. daß die pilzhaltigen Samen beträchtlich (28,3 pCt.) N-reicher sind wie die pilzfreien. Da FREEMAN l. c. 1903 gefunden hat, daß die Pilzschicht bei der Keimung ganz ausgesaugt wird, steht also den Keimlingen pilzführender Samen von vornherein fast das doppelte an Stickstoffreserve zur Verfügung wie den anderen.

2. Die Kulturen mit Stickstoff zeigen, soweit sich das bei der Verschiedenheit des Gedeihens beurteilen läßt, keinen Unterschied zu Gunsten der pilzhaltigen Pflanzen. Die Zahlen in den beiden Kategorien sind zwar auffallend ungleich, das rührt jedoch wahrscheinlich nur daher, daß die Keimlinge teilweise durch die Sublimatbehandlung geschädigt waren, teilweise infolge vorübergehend zu starker Erwärmung unter dem Gewächshaus etwas gelitten hatten und bedarf daher einer Kontrolle. Jedenfalls befindet sich unter den pilzfreien Pflanzen in einem Fall eine bedeutend höhere Stickstoffzahl wie unter den pilzhaltigen, so daß vorläufig eine Bevorzugung der Pilz-Pflanzen nicht angenommen werden kann.

3. Bei den stickstoffreien Kulturen von pilzfreien Pflanzen stimmt die Stickstoffernte ungefähr mit dem Stickstoffgehalt der Körner überein. Das geringe Plus in Nr. 11 und 12 ist wahrscheinlich auf Ungenauigkeit der Stickstoffbestimmung oder auf Schwankungen im Stickstoffgehalt der Körner zurückzuführen (vergl. Tab. Nr. 1—9). Es ist aber auch möglich, daß hier eine geringe Stickstoffbindung vorliegt, da auch in den Untersuchungen von HILTNER bei *Lolium italicum* (cf. S. 239) eine geringe Stickstoffzunahme sich zeigte. Jedenfalls bedarf dies Verhalten noch genauerer Untersuchung.

4. Bei den pilzhaltigen Pflanzen fand, ohne daß die geringste Stickstoffmenge zugeführt wurde, eine Stickstoffvermehrung um ca. 100 pCt. des ursprünglichen N-Gehaltes statt, während, wie aus den Tabellen zu ersehen ist, die N-gedüngten Pflanzen fast um das hundertfache zunehmen können. Die Untersuchungen bestätigen also das Resultat HILTNERs, daß eine geringe Menge atmosphärischen Stickstoffs durch das pilzführende *Lolium temulentum* gebunden wird.

Daß die Menge des fixierten Luftstickstoffs nicht beträchtlicher ausfällt, ist nicht zu verwundern; denn es ist zu bedenken, daß die Hyphen des parasitischen Pilzes nur in den Samenkörnern in größerer Menge auftreten, während in den vegetativen Teilen nur dicht hinter dem Vegetationspunkt wenige Pilzfäden dem Wachstum der Pflanze folgen und im übrigen sowohl im Stengel als auch in den Blättern nur mit Mühe hier und da zerstreute Pilzfäden aufgefunden werden. Es hat einstweilen keinen Sinn Betrachtungen darüber anzustellen, ob der parasitische Pilz den Luftstickstoff selbst bindet oder ob er die Wirtpflanze so verändert, daß sie den Luftstickstoff zu assimilieren vermag, wie man das früher zum Teil für die Leguminosen annahm. Diese Frage läßt sich erst entscheiden, wenn es gelingt, den *Lolium*pilz zu isolieren und zu kultivieren, wozu freilich nach den bisherigen Erfahrungen wenig Aussicht ist. Außerdem wird es notwendig sein, um die praktische Bedeutung des symbiontischen Verhältnisses beurteilen zu können, aseptische Kulturen in schwach stickstoffhaltigem Medium sowie vergleichende Freilandkulturen zwischen N-freiem und N-haltigem *Lolium temulentum* durchzuführen. Schließlich ist auch noch zu untersuchen, ob die anderen *Lolium*arten (*L. perenne*, *L. linocolum* usw.), bei denen hier und da Pilze gefunden worden sind, in Symbiose mit ihrem Pilz gleichfalls imstande sind, sich den Luftstickstoff nutzbar zu machen.

30. **Ernst Küster:** Keimung und Entwicklung von Schimmelpilzen in gebrauchten Nährlösungen.

(Vorläufige Mitteilung.)

(Eingegangen am 23. März 1908.)

Pilze, die auf irgend welchen Nährlösungen sich entwickeln, bleiben schon deswegen nicht während der ganzen Zeit ihrer Entwicklung unter denselben Vegetationsbedingungen, weil sich die Nährlösungen unter dem Einfluß der Pilze in der mannigfaltigsten Weise verändern. Zunächst ist die Abnahme der für den kultivierten Organismus wichtigen Stoffe, die in der Nährlösung enthalten waren, in Rechnung zu ziehen, ferner qualitative Änderungen, die sich in der Zunahme oder Abnahme der Azidität bzw. der Alkaleszenz aussprechen; außerdem dürfte während der Entwicklung der Pilze der osmotische Druck der Flüssigkeit vielfach zunehmen. Schließlich liefern die Organismen noch Stoffe, über deren chemische Eigentümlichkeiten wir wenig oder gar nichts wissen, von welchen aber wenigstens für manche Spezies festgestellt ist, daß sie auf diese teils wachstumsfördernd, teils wachstumshemmend wirken[1]).

Das Studium dieser Stoffe wird dadurch erschwert, daß sie durch Kochen der gebrauchten Nährlösungen vielfach stark verändert werden. Experimente, von welchen im folgenden einige geschildert werden mögen, wurden in der Weise angestellt, daß aus alten Pilzkulturen eine Probe der klaren Nährlösung entnommen wurde; ein Teil davon wurde gekocht und in dem gekochten und dem rohen Flüssigkeitsmaterial (Tropfenkulturen auf dem Objektträger) von neuem Sporen zur Aussaat gebracht.

1 *Aspergillus niger.*

Neun Monate alte Kultur auf Pflaumensaft; Zimmertemperatur; Nordfenster.

In der rohen Nährlösung sind am ersten und zweiten Tage nach der Aussaat nirgends Keimschläuche zu sehen; in der gekochten Flüssigkeit nach 24 Stunden überall kräftige und lange Keimschläuche; nach 48 Stunden weitere Zunahme des Wachstums, das Myzel mikroskopisch deutlich sichtbar; am dritten Tage nur geringe Zunahme des Wachstums.

Der Unterschied in der Wirkung macht sich auch dann geltend, wenn man bei der Neuaussaat eine andere Pilzspezies wählt, als die ursprünglich auf der Lösung kultivierte.

2. *Botrytis cinerea — Mucor Mucedo.*

Zwei Monate alte *Botrytis*-Kultur auf:
Glukose 5 pCt.,
Kaliumnitrat 0,5 pCt.,
Magnesiumsulfat 0,2 pCt.,
Trikaliumphosphat 0,2 pCt.
Bei Zimmertemperatur; hell.

Mucor Mucedo bildete auf der rohen Nährlösung auch nach 48 Stunden nur kurze Keimschläuche; auf der gekochten Flüssigkeit sind nach 24 Stunden schon lange Myzelfäden (der Prozentsatz der sich schnell entwickelnden Sporen ist allerdings gering), nach 48 Stunden Sporangien vorhanden.

Auch andere Schimmelpilze verhalten sich ungleich auf gekochten und ungekochten *Botrytis*-Nährlösungen.

Weiterhin ließ sich feststellen, daß bei manchen Spezies auch nach Zufügung neuer Nährstoffe (Glukose) zu den gebrauchten Lösungen der Unterschied vor und nach dem Kochen sehr erheblich ist.

Im Gegensatz zu den hier genannten Fällen spricht sich bei

---

1) Die Diskussion der einschlägigen Literatur möchte ich für die spätere ausführliche Mitteilung verschieben. Die wichtigsten Arbeiten stellte ich kürzlich in meinem Lehrbuch: Anleitung zur Kultur der Mikroorganismen (Leipzig 1907) zusammen.

manchen anderen dieser Unterschied darin aus, daß ungekochte Lösungen dem Wachstum der Pilze förderlicher sind als gekochte.

Offenbar handelt es sich in allen Fällen um wachstumshemmende bzw. wachstumsfördernde Stoffe, welche durch Kochen zerstört bzw. vorübergehend unwirksam gemacht werden. Weitere Untersuchungen werden zu zeigen haben, ob neben jenen thermolabilen Stoffen nicht noch andere ähnlich wirkende von den Pilzen gebildet werden, welche gegen hohe Temperaturen (oder auch andere physikalische Faktoren) widerstandsfähig sind.

Die Wirkungen gebrauchter Nährlösungen sprechen sich nicht nur in Verhinderung bzw. Ermöglichung oder Beschleunigung des Wachstums aus, sondern hie und da auch in bestimmten formativen Effekten.

Die Wirkung einer gebrauchten Nährlösung auf neu ausgesäte Pilzsporen hängt von dem ursprünglich ausgesäten Pilz, von der chemischen Zusammensetzung der Flüssigkeit, den Bedingungen, unter welchen die Kultur gehalten wird, und von ihrem Alter ab.

Halle, Botanisches Institut der Universität, März 1908.

31. H. Ross: Der anatomische Bau der mexikanischen Kautschukpflanze „Guayule“, Parthenium argentatum Gray.

(Mit 7 Textfiguren.)

(Eingegangen am 26. März 1908.)

In zwei Abhandlungen hat ENDLICH[1]) an der Hand seiner reichen Erfahrungen und Beobachtungen an Ort und Stelle sowie seiner Erkundigungen bei zuverlässigen und maßgebenden Fachleuten eingehend über die Geschichte, Herkunft, Verbreitung usw. der Guayulepflanze und ihrer Verwendung zur Kautschukfabrikation berichtet. Über die anatomischen Verhältnisse der Pflanze macht ENDLICH[2]) zwar einige Bemerkungen, ohne jedoch auf diesen Gegenstand näher einzugehen.

---

[1]) Tropenpflanzer IX (1905), S. 223 und XI (1907), S. 449.

[2]) l. c. S. 239.

Soweit mir bekannt, ist der Guayule anatomisch überhaupt noch nicht untersucht worden, obwohl gerade das Sekretionssystem der Kompositen Gegenstand eingehender und zahlreicher Arbeiten gewesen ist[1]. Augenscheinlich ist die Pflanze wenig in europäischen Herbarien vertreten.

Zum besseren Verständnis der späteren Ausführungen möchte ich zunächst einige allgemeine Angaben über die Guayulepflanze und die Gewinnung des Kautschuks aus derselben bringen. Meine eigenen Beobachtungen im Norden Mexikos ergänze ich aus den angegebenen Mitteilungen ENDLICHs.

Diese über weite Strecken (im ganzen etwa über 75 000 qkm) im nördlichen Teile des mexikanischen Hochlandes, etwa vom Wendekreise bis nach dem Süden von Texas vorkommende Komposite bildet ein etwa 60 cm hohes, reich verzweigtes Zwergbäumchen von schirmartigem Wuchs (Fig. 1). Die größte von ENDLICH gesehene Pflanze erreichte 1,35 m Höhe und wog frisch 6500 g; das Durchschnittsgewicht der trocknen Pflanzen ist etwa 500 g. Das von mir untersuchte Material, welches ich in einer Guayulefabrik in Parras (Coahuila) erhielt, besteht, da für Herbarzwecke bestimmt, aus kleineren Exemplaren, wie sie dort auch reichlich vertreten waren. Die ganzen Pflanzen messen nur 40—45 cm, wovon mehr als 10 cm auf die Wurzel kommen. Sie wiegen, völlig trocken, im Durchschnitt etwa 50 g.

Die Pflanze hat 2—4 cm lange, lanzettliche, meist buchtiggezähnte, silbergraue Blätter und langgestielte, gelbe Blütenköpfchen (Fig. 2). Die Hauptblütezeit fällt in den Sommer.

Die Guayulepflanze findet sich hauptsächlich in Gegenden von ausgesprochener Trockenheit. Sie bevorzugt Abhänge und Hügel, meidet die Ebene und ist an Boden mit sehr hohem Kalkgehalt gebunden. Ihr Verbreitungsgebiet liegt hauptsächlich zwischen 900 und 1700 m.

Die Eigenschaft des Guayule, Kautschuk zu liefern, ist den Eingeborenen mancher Gegenden im Hauptverbreitungsgebiet der Pflanze seit alten Zeiten bekannt. Nach Berichten aus der Mitte des 18. Jahrhunderts pflegten schon damals die Eingeborenen im Staate Durango durch Kauen der Rinde dieser Pflanze Kautschuk zur Herstellung von Spielbällen zu gewinnen.

Die ersten Versuche, diesen Kautschuk im Großen darzustellen, begannen infolge der Untersuchungen und Vorschläge deutscher Chemiker um 1890, und besonders der Ausdauer verschiedener Deutscher in Mexiko ist es zu verdanken, daß nach und nach ein brauchbares und konkurrenzfähiges Produkt erhalten wurde. Vor 7—8 Jahren begann dann die Ausbeutung der Pflanze im großen Maßstabe. Bis 1905 bestand nur eine größere Fabrik; Mitte 190 waren schon 15 zum Teil sehr große Anlagen in Betrieb. Der Guayulekautschuk ist von mittlerer Qualität, die aber bei hohen Preisen des Rohkautschuks geeignet ist, als Zusatz zu besseren Qualitäten verwendet zu werden.

---

[1] Vgl. COL, A. Recherches sur l'appareil sécréteur interne des Composées. Journal de Botanique 1903. pag. 252; 1904, pag. 110. Daselbst auf S. 173 eine ausführliche Übersicht der einschlägigen Literatur.

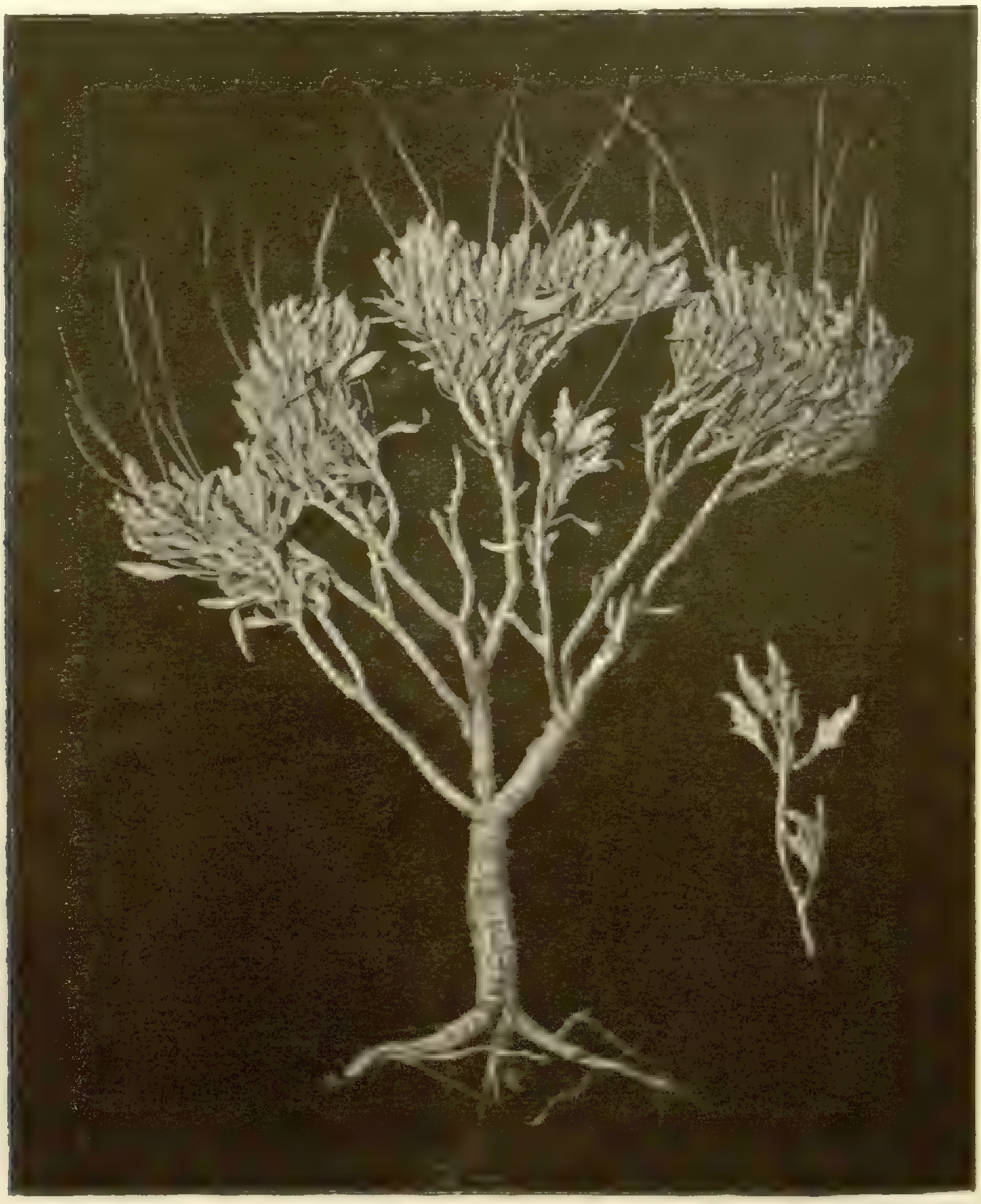


Fig. 1. Parthenium argentatum Gray. Kleinere Pflanze aus Parras (Coahuila). $^1/_5$ natürlicher Größe.

Vor einigen Jahren hat sich in den Vereinigten Staaten von Nordamerika eine Gesellschaft mit 30 Mill. Doll. Kapital gebildet zur Ausbeutung — und augenscheinlich auch zur Monopolisierung — des Guayulekautschuks.

In den letzten Jahren gestaltet sich der Export von Guayulekautschuk aus Mexiko nach dem Tropenpflanzer (X, 1907, S. 683) folgendermaßen: 1903/04 308 072,3 kg; 1904/05 497 803,8 kg; 1905/06 1 450 248,9 kg.

Für die besten Sorten sind Preise bis zu 5,75 M. für das Kilo in Hamburg erzielt worden; 1907 betrugen die Durchschnittspreise 3,20—3,50 M.; im März 1908 wurden 2,70—3,50 M. je nach der Qualität bezahlt.

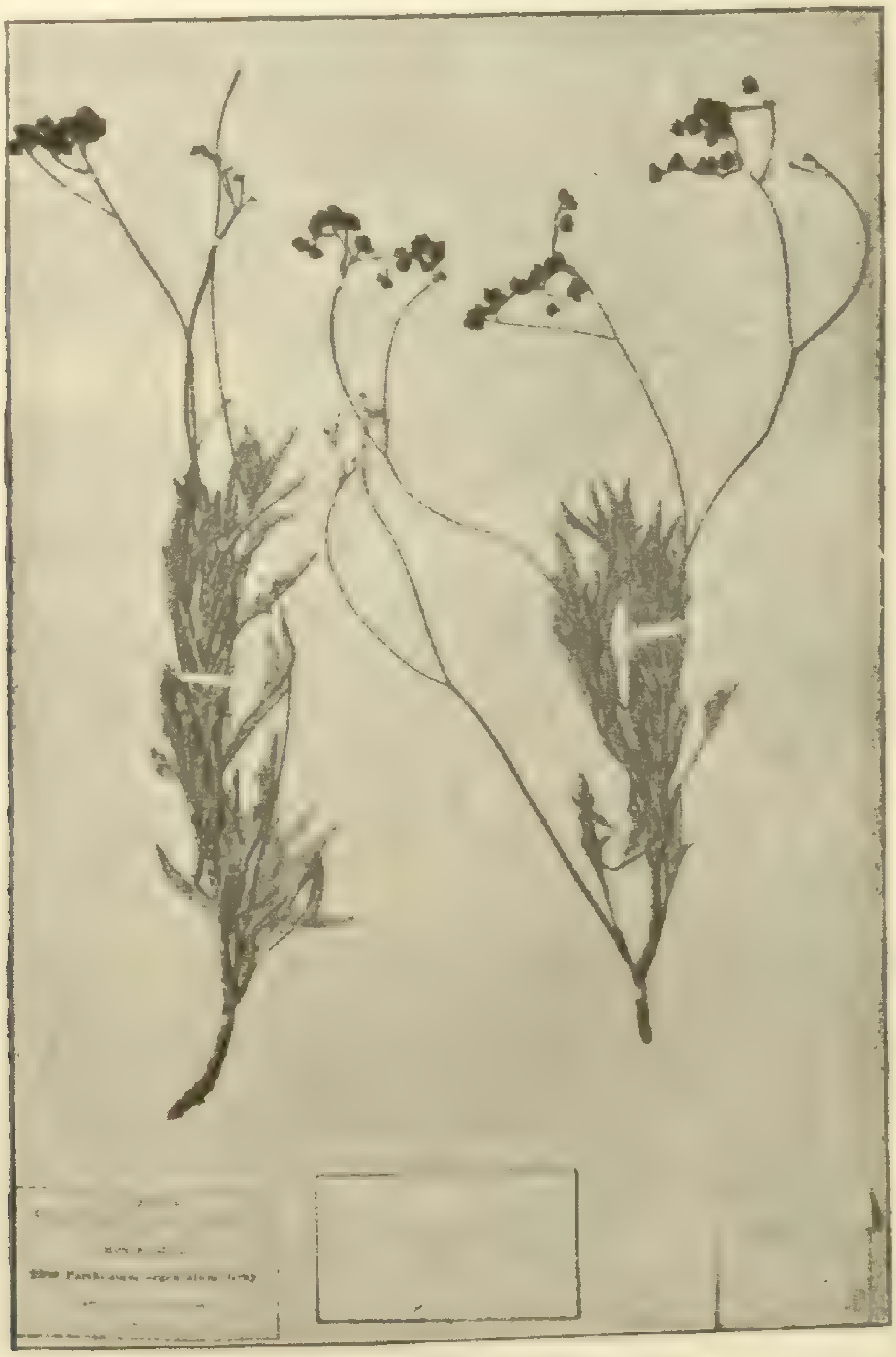


Fig. 2. Parthenium argentatum Gray. Blühende Zweige. Pringle, Plantae Mexicanae no. 2380. 1/3 natürlicher Größe.

Neuerdings scheint (vgl. Tropenpflanzer XII, 1908, S. 148) eine Stockung in der Gewinnung des Guayulekautschuks in Mexiko eingetreten zu sein infolge der zurzeit herrschenden niedrigen Preise des Rohkautschuks. Die minderwertigen Kautschuksorten sind dann weniger begehrt und bei dem Guayulekautschuk werden infolgedessen vielleicht auch die Unkosten jetzt nicht mehr gedeckt. Von einer Erschöpfung des Rohmaterials der Guayulepflanze kann zurzeit wohl nicht die Rede sein.

Bis jetzt werden fast ausschließlich wildwachsende Pflanzen verarbeitet, neuerdings möglichst Exemplare von nicht weniger als 19 mm Stammdurchmesser, etwa 10 jährige Pflanzen; in jüngeren Lebensstadien lohnt sich die Verarbeitung nicht.

Die ganzen Pflanzen werden in den meisten Fällen herausgerissen, da ein ungeschicktes Abschlagen derselben häufig das Abbrechen der Wurzel bedingt, wodurch dann diese zugrunde geht. Richtig abgeschlagene Exemplare sind imstande, neu auszutreiben und liefern in 6—10 Jahren wieder genügend starkes Material. Die Wurzeln der älteren Pfanzen werden auch deshalb mitgesammelt, weil sie besonders gute Ausbeute an Kautschuk liefern. Das Herausreißen bringt allerdings den Vorteil mit sich, daß die Samen in dem dadurch gelockerten Boden leichter keimen und die jungen Pflanzen sich besser fortentwickeln. Bei dem sehr langsamen Wachsen der Pflanzen, der augenscheinlich im allgemeinen schwachen Vermehrung durch Samen und der bisher sehr großen Nachfrage nach Rohmaterial ist die Ausrottung, wenigstens in den leicht zugänglichen Gebieten, besonders in der Umgebung der Fabriken und der Eisenbahnen, zum Teil schon Tatsache geworden.

Der Verbrauch an Rohmaterial ist allerdings ein enormer. Eine große Fabrik verarbeitet 10—14 000 Kilo trockenen Materials täglich. Dazu sind 20—24 000 Pflanzen vom Durchschnittsgewicht zu 500 g nötig; von kleineren Pflanzen sind dazu bis 200 000 Stück notwendig.

Ebenso wie bei einigen *Loranthaceen*[1]), welche die kautschukliefernde Substanz in der Samenschale haben, findet sich diese auch bei dem Guayule, wie schon ENDLICH hervorhebt, nicht in Milchröhren. Daher wird bei beiden Pflanzen das Produkt nicht durch Anzapfen im lebenden Zustande, sondern aus trockenem Material gewonnen.

Der Guayulekautschuk wird folgendermaßen gewonnen: Die Pflanzen werden zunächst getrocknet, wobei sie $^1/_3$—$^2/_5$ ihres Gewichtes verlieren. Hierauf werden sie fein zermahlen. Entweder auf chemischem oder auf mechanischem Wege wird dann der Kautschuk gewonnen; erstere Methode soll ein reineres und daher besseres und teureres Produkt liefern, letztere bietet dagegen den Vorteil, daß das Produkt keine Säure enthält. Für die chemische Extraktion werden besonders Alkalien (kaustische Soda) verwendet.

---

[1]) WARBURG, O., Die Kautschukmisteln. Tropenpflanzer IX (1905), Heft 11.

Die Einzelheiten in der Herstellungsweise werden geheim gehalten. 1905 bestanden 55, Mitte 1907 über 140 Patente für die Extrahierung des Guayulekautschuks.

Die Minderwertigkeit des Guayulekautschuks, der eine grünlichgraue, an der Oberfläche meist schwärzliche Farbe hat, beruht darauf, daß er 12—27 pCt. harziger Substanz enthält sowie mehr oder minder große Mengen von kleinen Holzteilchen (0,2—0,5 pCt). Die Entfernung dieser Verunreinigung ist mit großen Schwierigkeiten und Kosten verbunden und hiemit beschäftigen sich besonders die verschiedenen Gewinnungsmethoden. Die Ausbeute an Rohkautschuk schwankt zwischen 13—15 pCt. bei trockenem oder 8—12 pCt. bei frischem Material.

Anbauversuche haben nach mancherlei Mißerfolgen ergeben, daß die Pflanzen sich sowohl durch Samen als auch durch Stecklinge vermehren lassen. Sie gedeihen aber nur gut in Gebieten, deren klimatische und Bodenverhältnisse ihren natürlichen Lebensbedingungen entsprechen. Sehr kalkreicher Boden und ein subtropisches, trockenes Klima sind die Haupterfordernisse für günstiges Gedeihen. Die Pflanze ist aber selbst gegen schwache Nachtfröste nicht empfindlich. Wenn derselben mehr Wasser als an ihrem natürlichen Standorte geboten wird, entwickelt sie sich rascher. Wie es sich dann aber mit dem Kautschuk verhält, darüber liegen noch keine Untersuchungen vor. Versuche mit Anpflanzung von Guayule sind mittlerweile auch in verschiedenen Teilen unserer Kolonien gemacht worden; besonders in Südwestafrika dürften sich Aussichten für diese Kultur bieten.

* * *

Schon vor meiner mit Unterstützung der Kgl. Bayr. Akademie der Wissenschaften unternommenen Reise nach Mexiko (Juli bis Weihnachten 1906) hatte ich infolge der Veröffentlichung von ENDLICH eingehende anatomische Untersuchungen der Guayulepflanze und verwandter Arten an dem Material des Münchener Herbars angestellt. Ich konnte damals aber nicht viel damit erreichen, da dasselbe, wie üblich, nur blühende, also 1—2, höchstens 3jährige Sprosse enthielt und keine Wurzeln. Die von mir in Parras beschafften und hauptsächlich zur Untersuchung benutzten Pflanzen sind etwa 10jährig. Ferner erhielt ich durch die Güte des Herrn ADOLF MARX, Direktor der „Compañía explotadora de caucho mexicano“ Pflanzen in allen Entwicklungsstadien.

Von den anatomischen Verhältnissen interessieren hier zunächst diejenigen Gewebe, welche zum Guayulekautschuk in Beziehung stehen. Es sind dieses einerseits die inhaltreichen parenchymatischen Zellen des Grundgewebes, anderseits die Sekretbehälter. Wenden wir uns zunächst den letzteren zu.

Die Sekretbehälter lassen sich in primäre und sekundäre unterscheiden. Die primären entstehen unmittelbar am Vegetationspunkt, gehören also nach TSCHIRCH[1]) zu den protogenen. Ihre Entstehungsweise ist stets schizogen, und zwar weichen meistens

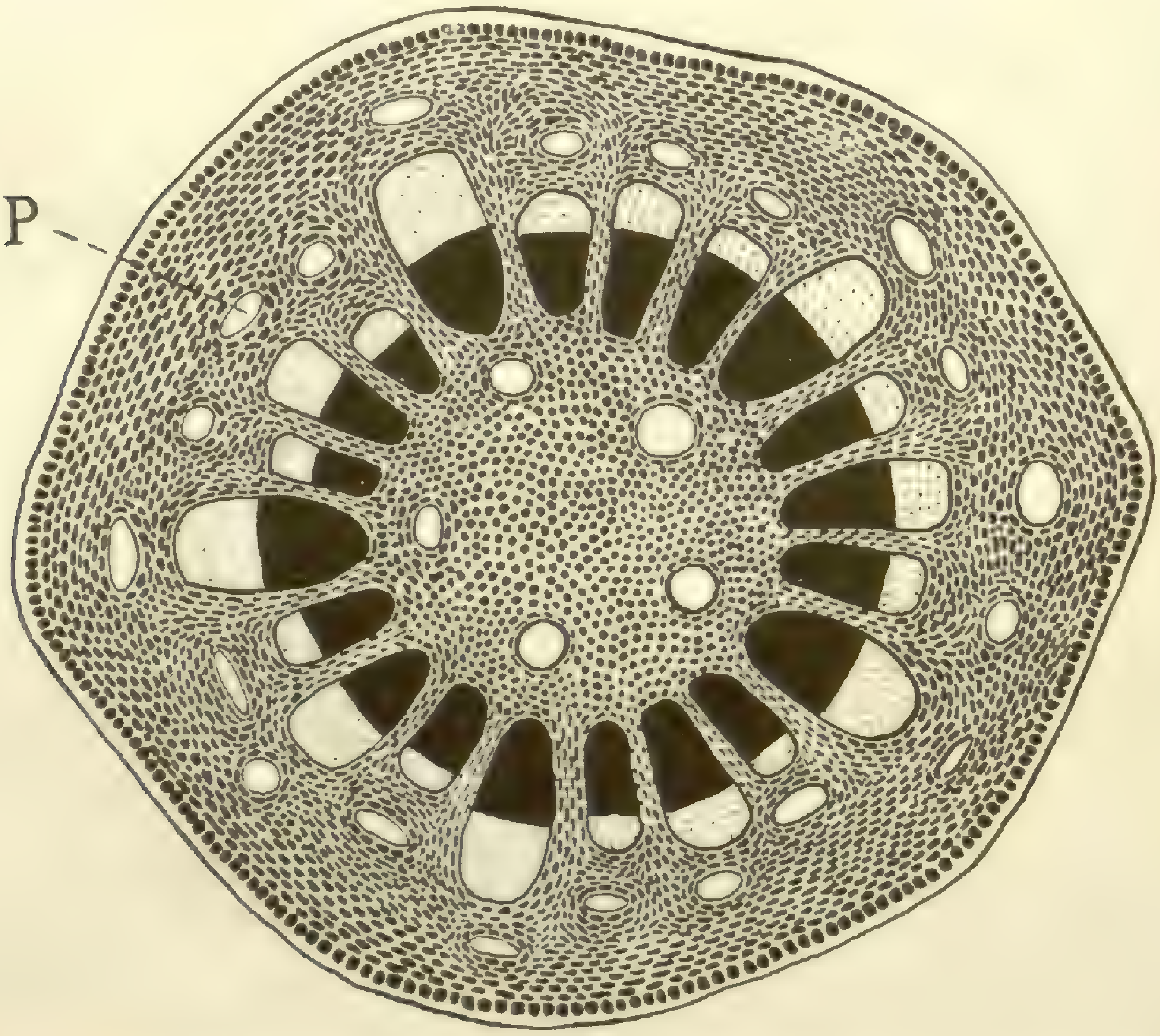


Fig. 3. Querschnitt durch eine junge Sproßachse. Schematisch. P Primäre Harzkanäle. 25 : 1.

zwei auf dem Querschnitte tangential gestellte, aus 2—4 Zellen bestehende Zellreihen auseinander. Diese werden zu sezernierenden Zellen, welche die im allgemeinen getrennt verlaufenden, sehr rasch sich vergrößernden Kanäle auskleiden. Bei meinem während der Ruhezeit (Anfang Dezember) eingesammelten Material sind die Kanäle schon in der nächsten Nähe des Vegetationspunktes reichlich mit hellgelben Massen von ätherischem Oel erfüllt, das nach und

---

1) TSCHIRCH, A., Angewandte Pflanzenanatomie, Band I, S. 477.

nach verharzt und das Material liefert, welches die Minderwertigkeit des Guayulekautschuks verursacht. Die Leitbündel sind zu dieser Zeit erst sehr schwach entwickelt und die Elemente des Holzteiles beginnen kaum zu verholzen.

Die primären Harzkanäle treten in der Sproßachse, in der primären Rinde und im Mark auf. Sie fehlen selbst den letzten Auszweigungen des Blütenstandes nicht, sind hier aber sehr klein und auf die Rinde beschränkt, da das wenig umfangreiche Mark nur aus starkwandigen, mechanischen Zwecken dienenden Zellen besteht.

Diese Harzkanäle zeigen in bezug auf ihre Verteilung enge Beziehung zu den Leitbündeln. In den meisten Fällen liegen sie vor oder neben den Bündeln (Fig. 3). Ihre Anzahl schwankt je nach der Stärke des Sprosses zwischen 12—25; jedoch nicht jedes Bündel ist von einem Harzkanal begleitet. Unregelmäßigkeiten werden ferner durch die Verzweigungen der Sproßachse herbeigeführt. Eine Auflösung der den Kanal umgebenden Zellen, also einen Übergang zum lysigenen Typus, beobachtete ich niemals.

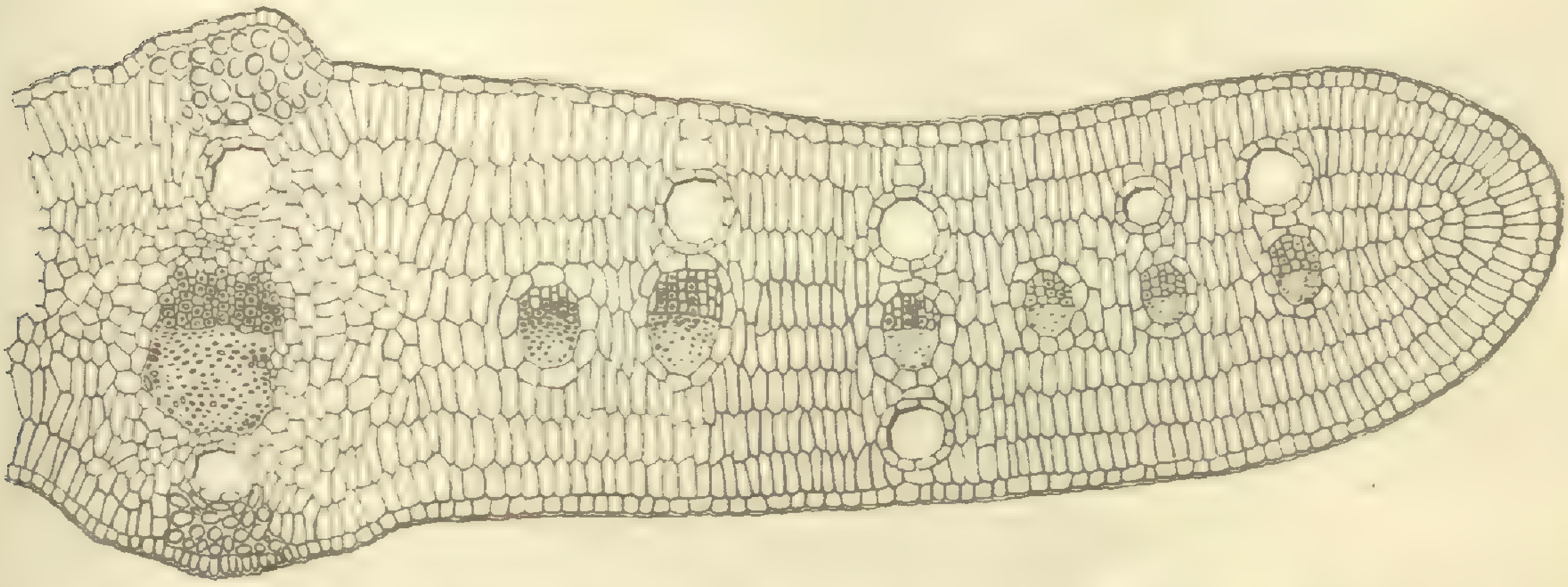


Fig. 4. Querschnitt eines jungen Blattes mit den Harzkanälen. 50 : 1. (Die Behaarung ist fortgelassen.)

Der Querschnitt dieser Harzkanäle ist anfangs ungefähr rundlich, später wird derselbe mehr länglich (Fig. 3) und zuletzt sehr bedeutend in tangentialer Richtung gestreckt.

In Stengeln von 2—3 mm Durchmesser, die wohl 2—3jährig sind, messen die Kanäle im Durchschnitt 0,1×0,3 mm. Einzelne erreichen auch größere Dimensionen. Stets führen sie Sekret und die sezernierenden Zellen sind noch bei sehr alten Exemplaren intakt und zwar meistens als einfache Schicht. Sie haben sich durch zum Kanal radial stehende Wände wiederholt geteilt, während tangentiale Wände nur sehr spät und gelegentlich zu beobachten sind.

Im Mark ist die Anzahl der Kanäle stets eine beschränkte; in den Hauptachsen treten meistens 5—8 auf und auch hier zeigen dieselben eine gewisse Beziehung zu den stärkeren Leitbündeln. Ihr Querschnitt ist und bleibt rundlich; sie erreichen sehr bald ihre endgültige Größe (0,13—0,24 mm, ausnahmsweise auch 0,36 mm)

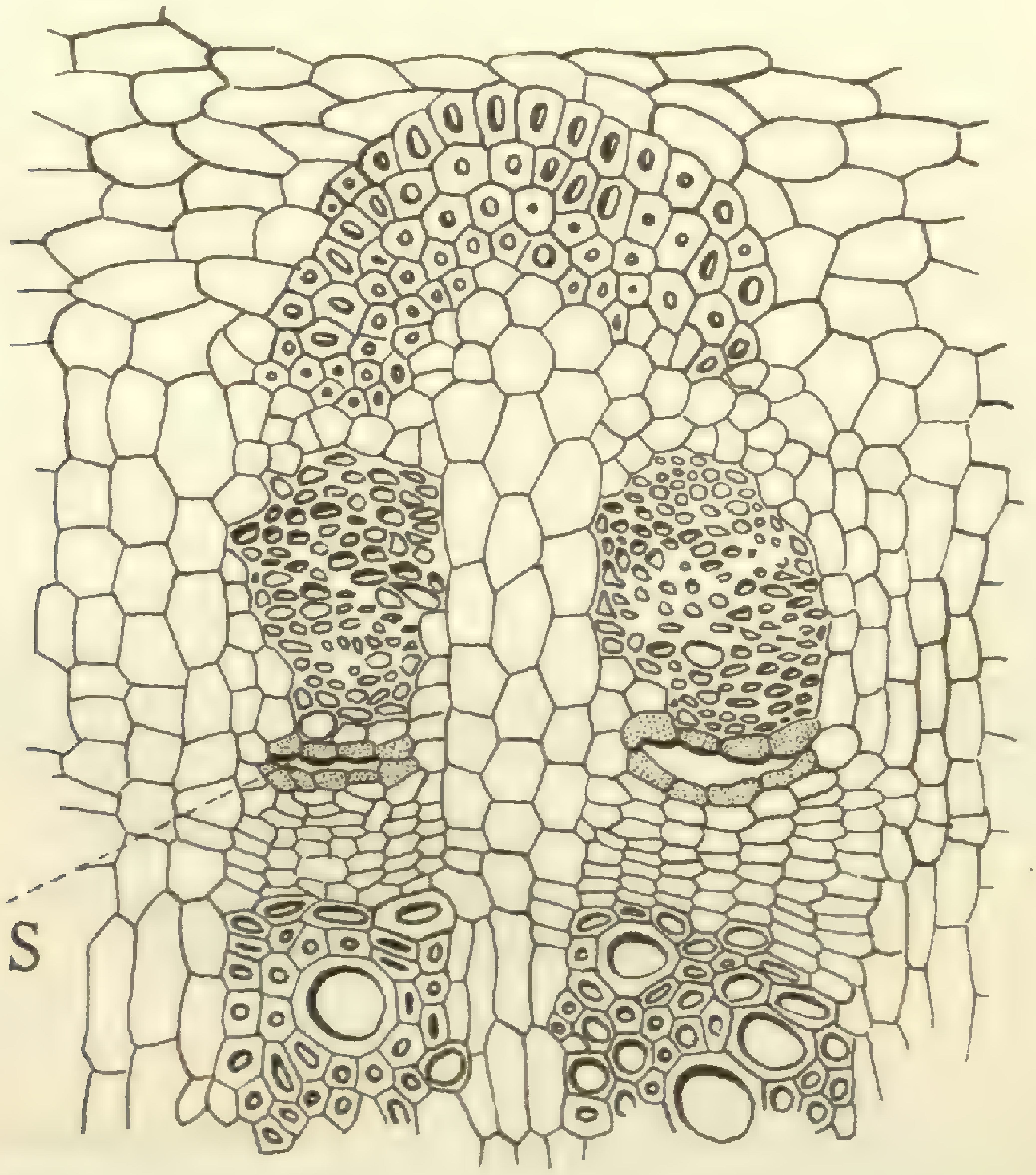


Fig. 5. Eine Partie des Siebteils einer 2—3 jährigen Sproßachse mit jungen sekundären Harzkanälen S. 100 : 1.

und erleiden keine wesentliche Veränderung im Laufe der Zeit, bis sie, wenn das Mark abstirbt, zugrunde gehen.

Der Blattstiel und die Blattfläche werden ebenfalls von Harzkanälen derselben Art durchzogen. Bei den stärkeren Nerven findet sich je einer auf der Ober- und der Unterseite des Leitbündels. bei den schwächeren, wenn überhaupt vorhanden, nur einer an der Seite des Holzteiles (Fig. 4). Sie sind stets rundlich im Querschnitt und im allgemeinen kleiner als die Kanäle der Rinde und des

Markes; sie führen von Anfang an sehr reichlich dasselbe Sekret. Nachträgliche Veränderungen kommen bei ihnen nicht vor.

In der primären Wurzelrinde, welche nicht sehr umfangreich ist, finden sich nur wenige Harzkanäle von meist langgezogenem Querschnitt.

Die sekundären Harzkanäle entstehen ebenfalls schizogen. Sie gehen in regelmäßigen Zwischenräumen und zonenmäßig angeordnet aus Teilen der zartwandigen Schichten des Siebteiles, dem Leptom, hervor und zwar aus vollkommen fertigen Gewebepartien.

In der Sproßachse liegen vor dem primären Leptom ausgedehnte Gruppen mechanischer Zellen. Durch die Tätigkeit des Kambiums, welche frühzeitig beginnt, nimmt der Siebteil, wie üblich, viel weniger an Dicke zu als der Holzteil. In 2,5—3 mm dicken, wahrscheinlich 2, höchstens 3 Jahre alten Sproßachsen ist der Siebteil auf 6—12 Reihen ziemlich regelmäßig gelagerter Zellen angewachsen. Nun entstehen, indem zwei tangentiale Zellreihen auseinanderweichen, die ersten sekundären Harzkanäle, deren Querschnitt anfangs eine langgestreckte Form zeigt (Fig. 5 und 6). Die unmittelbar um den so entstandenen Interzellularraum gelagerten ehemaligen Zellen des Siebteils übernehmen die Ausscheidung des Sekretes; entferntere Zellen scheinen sich an diesem Vorgang nicht direkt zu beteiligen, wie verschiedene Reaktionen zeigen.

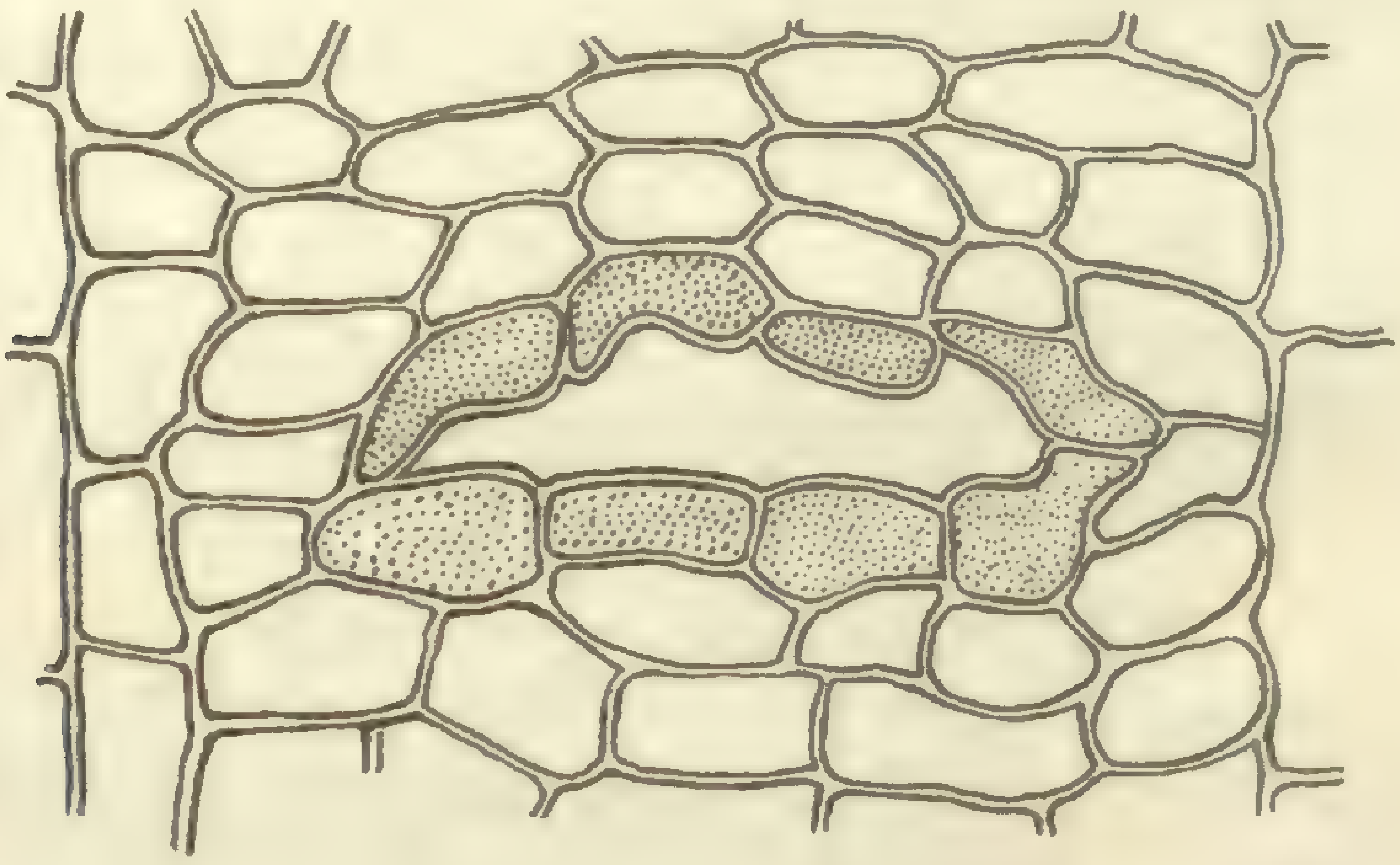


Fig. 6. Ein junger sekundärer Harzkanal. 400 : 1.

Derjenige Zellkomplex des Leptoms, welcher dazu bestimmt ist, zu sezernierenden Zellen eines sekundären Harzkanals zu werden, läßt sich mit Chlorzinkjod schon vor Beginn der Ausbildung des Kanals nachweisen, indem der Inhalt der betreffenden Zellen sich gelblich färbt im Gegensatz zu dem infolge des stärkereichen Zellinhalts sich blau färbenden, umgebenden Gewebe des Leptoms.

Diese Harzkanäle sind höchstens so breit, meistens schmäler als die betreffenden Partien des Siebteils, da sie sich niemals auf die Markstrahlen ausdehnen, also durch letztere stets begrenzt werden. Verschiebungen kommen bei den durch Dickenwachstum bedingten Veränderungen der Rinde gelegentlich vor.

Die Ausbildung derartiger sekundärer Sekretkanäle in der inneren Rinde wiederholt sich bei fortschreitendem Dickenwachstum der Pflanze mit großer Regelmäßigkeit und stets in derselben Weise, sowohl in der Sproßachse als in der Wurzel. Durch die Tätigkeit des Kambiums entstehen abwechselnde Gruppen von zartwandigen Elementen und von Sklerenchymfasern. In der jüngsten Gruppe der letzteren geht die Verdickung der Zellwände erst sehr allmählich vor sich und in den zartwandigen Schichten zwischen dieser und dem Kambium kommt der Sekretkanal zur Ausbildung. In vielen Fällen sieht man die Anlage der Kanäle schon zwischen der dritten und vierten Zellschicht vom Kambium entfernt. Es findet sich also in der Regel nur ein schwacher Leptomstreifen völlig erhalten, da eben an seine Stelle die Sekretkanäle treten.

Treten neue Markstrahlen auf, so werden dadurch auch die Sekretbehälter betroffen, indem an Stelle des größeren, langgestreckten zwei kleinere Kanäle zur Ausbildung kommen (Fig. 7).

Da der Holzkörper keine deutliche Jahresringbildung zeigt, kann man an trockenem Material Sicheres über das Alter der betreffenden Organe nicht feststellen; ich zweifle aber nicht daran, daß die Zonenbildung im Siebteil der Jahrestätigkeit des Kambiums entspricht.

Die älteste Rinde, welche ich untersuchen konnte, zeigte 8 Zonen von sekundären Sekretkanälen. Der Durchmesser solcher Stämme und Wurzeln beträgt etwa 19 mm. Nach den Angaben von ENDLICH würden das etwa 10jährige Pflanzen sein, was ja ganz gut mit der Schichtung der sekundären Rinde übereinstimmt.

Die Ausbildung einer neuen Zone von Kanälen vollzieht sich nicht immer gleichzeitig in dem ganzen Umfang der Rinde, sondern einzelne Streifen derselben, augenscheinlich die mit umfangreichsten Siebteilen, eilen in ihrer Entwicklung den anderen voraus.

Durch die im Laufe der Jahre auftretenden neuen Markstrahlen werden die späteren Kanäle im Querschnitte immer kürzer (0.04

bis 0,05 mm), aber auch um so zahlreicher: gelegentlich treten auch größere dazwischen auf.

Sehr frühzeitig beginnt die Ausbildung des Periderms, sowohl in der Sproßachse wie in der Wurzel. In den Stengeln geht der Kork wie in den meisten Fällen aus der ersten Rindenschicht hervor und seine Entwicklung erstreckt sich an meinem Material bis dicht an den Vegetationspunkt. Der Kork besteht aus gleichmäßigen, großen, dünnwandigen Zellen und erreicht schon an den einjährigen Sproßachsen große Mächtigkeit. Dieses Oberflächenperiderm bleibt in den meisten Fällen lange bestehen, so daß bisweilen an 14 mm dicken Stämmen die primären Harzkanäle noch erhalten sind, wenn auch stark verzerrt und zusammengedrückt.

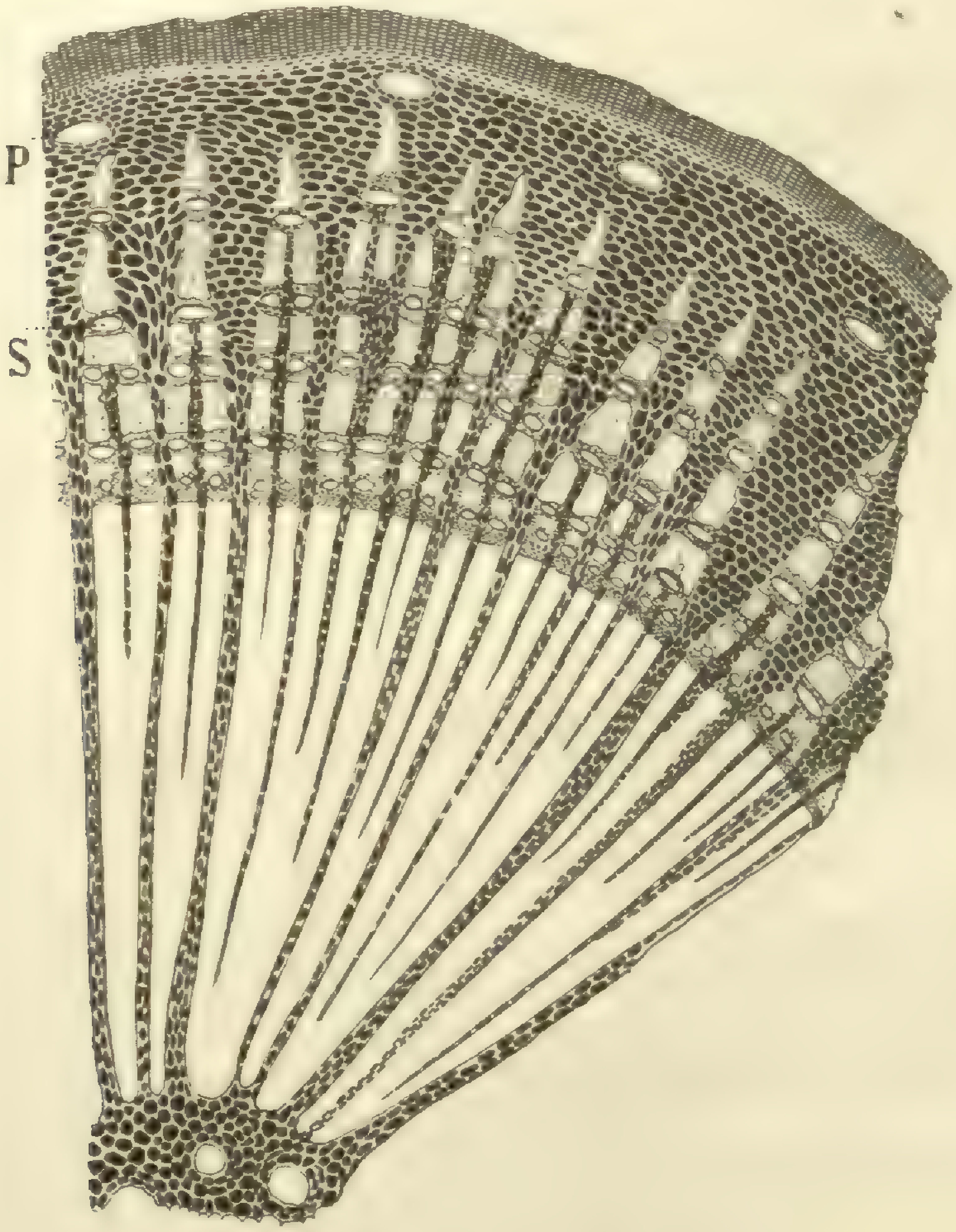


Fig. 7. Querschnitt einer etwa 8jährigen Sproßachse. Schematisch. 15 : 1. P primäre, S sekundäre Harzkanäle. Die dunkelgehaltenen Zellen sind mit den kautschukliefernden Substanzen angefüllt.

Innere Periderme beginnen an 8—10 mm dicken (wahrscheinlich 6—7jährigen) Sproßachsen aufzutreten, greifen aber meistens wenig tief in die Rinde ein. Erst sehr allmählich tritt eine ausgiebigere Borkenbildung ein, bei welcher aber die schwammigen, breiten Korklagen die größte Masse ausmachen. Außerdem kommen innere Periderme als Wundkork vielfach vor, oft schon an sehr jungen Stengeln.

Das Sekret wird als ätherisches Öl ausgeschieden, welches aber rasch verharzt und sich dann als fast farblose oder hellgelbe Tropfen oder Massen in den Kanälen findet. Bei Verletzungen tritt es häufig als größere Tropfen hervor. In kaltem Alkohol, Äther, Chloroform, Toluol, Xylol löst sich das Sekret vollständig. Mit Alkannin färbt es sich rot, mit Chlorzinkjod, Jod oder Jod und Schwefelsäure hellgelb, was alles deutlich für seine harzige Natur spricht.

Die den Kanal auskleidenden Zellen (Fig. 6) sind durch dichtes Protoplasma ausgezeichnet, das sich mit Chlorzinkjod dunkelbraungelb, mit Alkannin intensiv rot färbt, während sonst das Leptom hauptsächlich stärkereichen Zellinhalt führt.

Nach Besprechung der Harzkanäle wenden wir uns zu der Substanz, welche den Kautschuk liefert. Dieselbe findet sich in fast allen Zellen des Grundgewebes, also in denen des Marks, der Markstrahlen und der primären Rinde sowie im Holzparenchym. In meinem anfangs Dezember eingesammelten Material sind alle Zellen dicht erfüllt mit kautschukartigen Stoffen und mit Eiweißverbindungen (Fig. 7). Die chemische Beschaffenheit dieses Zellinhaltes genauer festzustellen, ist bei unserer ungenügenden Kenntnis dieser Stoffe und dem Mangel charakteristischer Mikroreaktionen nicht möglich[1]).

Von den beobachtenden Reaktionen möchte ich folgende erwähnen: Der Inhalt der in Rede stehenden Zellen färbt sich mit 1 pCt. Osmiumsäure dunkelbräunlich bis schwarz. Mit Chlorzinkjod nimmt derselbe eine gelbbraune Farbe an. Alkannin färbt ihn intensiv rot. Weder in kaltem noch in kochendem Alkohol, in Äther und in Chloroform löst er sich, selbst bei mehrtägigem Verweilen in diesen Flüssigkeiten. Er schwindet aus den Zellen auch nicht bei Behandlung mit konzentrierter, kalter oder kochender Kalilauge, auch nicht bei darauffolgendem Kochen in Alkohol. In Chloralhydrat (5 Teile) und Wasser (2 Teile) verändert der Zellinhalt sich sehr bedeutend und verschwindet zum Teil. In alkoholischer Kalilauge ballt sich derselbe innerhalb und außerhalb der Zellen zu kugeligen Massen zusammen. Auf Eiweißverbindungen deutet die schöne weinrote Farbe hin, welche der Zellinhalt bei Behandlung mit konzentrierter Zuckerlösung und Schwefelsäure annimmt.

---

[1]) Vgl. MOLISCH, H. Studien über den Milchsaft und den Schleimsaft der Pflanzen, S. 52.

Wie verschieden auch der Ort der Entstehung der kautschukliefernden Substanzen bei dem Guayule sein mag im Vergleich zu dem aus den Milchröhren stammenden Kautschuk, so scheint doch in bezug auf die allgemeine chemische Zusammensetzung eine große Ähnlichkeit zu bestehen; zahlreiche Angaben deuten ja darauf hin, daß auch die in den Milchröhren vorhandenen Stoffe, welche den Kautschuk liefern, nicht eigentlicher Kautschuk sind¹). Eingehende chemisch-physiologische Untersuchungen der in dem Guayule vorhandenen Stoffe dürften mancherlei interessante Resultate erwarten lassen.

Die Blätter führen sehr wenig oder garnichts von den kautschukartigen Substanzen; daher geben diese so geringe Ausbeute. Da die in Rede stehenden Stoffe im Holzkörper sich nur in den Markstrahlen und in dem sehr schwach entwickelten Holzparenchym finden, liefert das Holz viel weniger Kautschuk als die Rinde. Da in dem älteren Holz das Mark mit seinen Harzkanälen abgestorben ist, letztere, wie wir gesehen haben, auch nicht zahlreich und umfangreich sind, so ist der aus dem Holz allein stammende Kautschuk weniger harzreich. Könnte man ausschließlich den Holzkörper der Wurzel zur Kautschukgewinnung verwenden, so würde das Produkt wahrscheinlich harzfrei sein, da sich hier keine Harzkanäle finden.

Bei jungen Pflanzen ist die hier in Betracht kommende Aufspeicherung der kautschukartigen Stoffe noch wenig umfangreich und nimmt erst sehr allmählich zu, daher lohnt sich nicht die Verarbeitung von Pflanzen, welche jünger sind als 10 Jahre.

Stärke kommt in den betreffenden Geweben nicht vor. Dieselbe tritt sehr reichlich in den jüngsten Teilen des Leptoms und in der Stärkescheide auf. Ferner läßt sie sich auch in den äußersten Schichten der Rinde in der unmittelbaren Nähe des Korkkambiums nachweisen.

Von den übrigen anatomischen Verhältnissen der Guayulepflanze möchte ich zunächst die außerordentlich starke Behaarung

---

1) Vgl. CZAPEK, F., Biochemie der Pflanzen, Bd. II, S. 707.

aller jungen Organe, besonders der Blätter, hervorheben. Die Haare sind zweiarmig und bestehen aus einem kurzen, aus einer Zellreihe aufgebauten Stiele und dem einzelligen Querbalken, welcher in der Richtung der Längsachse des Blattes und schief aufwärts gestellt ist[1]). Ihre Enden schieben sich infolgedessen leicht ineinander und bilden so ein außerordentlich dichtes Haarkleid. Dieses ermöglicht es wohl in erster Linie der Pflanze, unter so ungünstigen Lebensbedingungen, wie sie die Halbwüsten Nordmexikos bieten, zu leben. Vielleicht setzt diese eigenartige Behaarung auch die Pflanze in den Stand, den in ihrem Verbreitungsgebiet so stark auftretenden Tau festzuhalten und zu verwerten.

Bemerkenswert ist ferner das Auftreten von sogenannten Gummipfropfen in den Gefäßen der ältesten Teile des Holzkörpers bei etwa 8—10 jährigen Achsen. Dieselben sind im allgemeinen sehr häufig und in der Regel 3—4 mal so lang als breit. In den meisten Fällen färben sich diese Gummipfropfen mit Phloroglucin rot.

Von verwandten Arten des Guayule habe ich zwei untersucht: Bei *Parthenium tomentosum* DC. (PRINGLE, Plantae Mexicanae no. 4952, Oaxaca) finden sich harzführende Sekretkanäle in der primären Rinde, und zwar sind dieselben größer und zahlreicher (meistens 0,3×0,18 mm) als bei *P. argentatum.* Sie sind auch mit hellgelben, harzigen Massen vollgepfropft.

Sekundäre Sekretbehälter treten in derselben Weise wie bei dem Guayule in dem älteren Leptom auf und entwickeln sich auch ebenso. Der einzige blütentragende Zweig, den ich untersuchen konnte, hat 6 mm Durchmesser und dürfte 2-, höchstens 3 jährig sein; das Mark ist hier sehr ausgedehnt und nimmt den größten Teil des Querschnitts ein. Es ist nur eine Zone von sekundären Kanälen hier vorhanden. Fettartige Reservestoffe finden sich bei dem untersuchten, zur Blütezeit (Oktober) gesammelten Material nicht.

In ähnlicher Weise treten die primären und sekundären Sekretkanäle auch bei *P. incanum HBK.* (W. SCHUMANN, Plantae Mexicanae no. 98) auf. Hier standen mir etwa zweijährige Sproßachsen zur Verfügung. In den ältesten Stücken der Sproßachse des untersuchten blühenden Zweiges finden sich in Rinde und Markstrahlen reichlich Stoffe, welche sich mikrochemisch ähnlich

---

1) Vgl. SOLEREDER, H., Systematische Anatomie, S. 517, Fig. 103 F.

verhalten wie die kautschukartigen Substanzen des Guayule. ENDLICH gibt an, daß anfangs diese durch breitere Blätter ausgezeichnete Art mit dem Guayule verwechselt wurde, so daß erstere also nicht zur Kautschukgewinnung geeignet zu sein scheint[1]).

Fig. 3—7 sind von Herrn Dr. G. DUNZINGER gezeichnet.

München, K. Botanisches Museum, März 1908.

32. L. Wittmack: Ein goldener Eichenkranz und goldverzierte Nymphaeaceen-Stiele in einem Hügelgrab zu Pergamon.

(Mit 6 Abbildungen im Text.)

(Eingegangen am 27. März 1908.)

In der Ebene des Flusses Kaikos (jetzt Bakyr Tschai) bei Pergamon in Kleinasien befinden sich mehrere Hügelgräber, welche das mit den Ausgrabungen der Ruinen von Pergamon beauftragte Kaiserliche Archäologische Institut unter Leitung des Herrn Professor Dr. DÖRPFELD in Athen zu untersuchen unternommen hat.

Es sind namentlich drei sehr große und zwei kleinere Hügelgräber vorhanden; von diesen interessiert uns hier nur das eine der kleinen; denn in diesem fand sich ein Sarkophag aus Trachyt mit höchst bemerkenswertem Inhalt. Nachdem der Deckel abgehoben, fand man zwar von dem Toten nichts mehr, nur ganz wenige Knochenreste und etwas Staub. An der Stelle aber, wo der Kopf gelegen haben muß, lag ein prachtvoller Eichenkranz aus massivem Golde; am vorderen Teil desselben hängt eine geflügelte goldene Siegesgöttin. Zu beiden Seiten des Leichnams lag je ein Schwert; ferner fanden sich noch zwei kleine goldene Hundeköpfe, vielleicht von der Schwertscheide, weiter kleine bronzene Anhängsel eines Schmuckes, sodann 6 Sporen und einige Stückchen Holz, wohl von der Unterlage, auf welcher der Tote — offenbar

---

1) Vgl. auch HILLIER, J. M., Guayule Rubber in Kew Bulletin 1907, S. 285.

eine hohe Persönlichkeit — geruht haben mag. Ferner fanden sich noch Reste von kleinen Blättchen aus Bronze, vielleicht von Bronzekränzen herrührend, sodann eine Münze aus der Zeit Alexander des Großen und endlich eine Anzahl großer Ringe oder Reifen mit Goldverzierung, zum Teil aufeinander liegend.

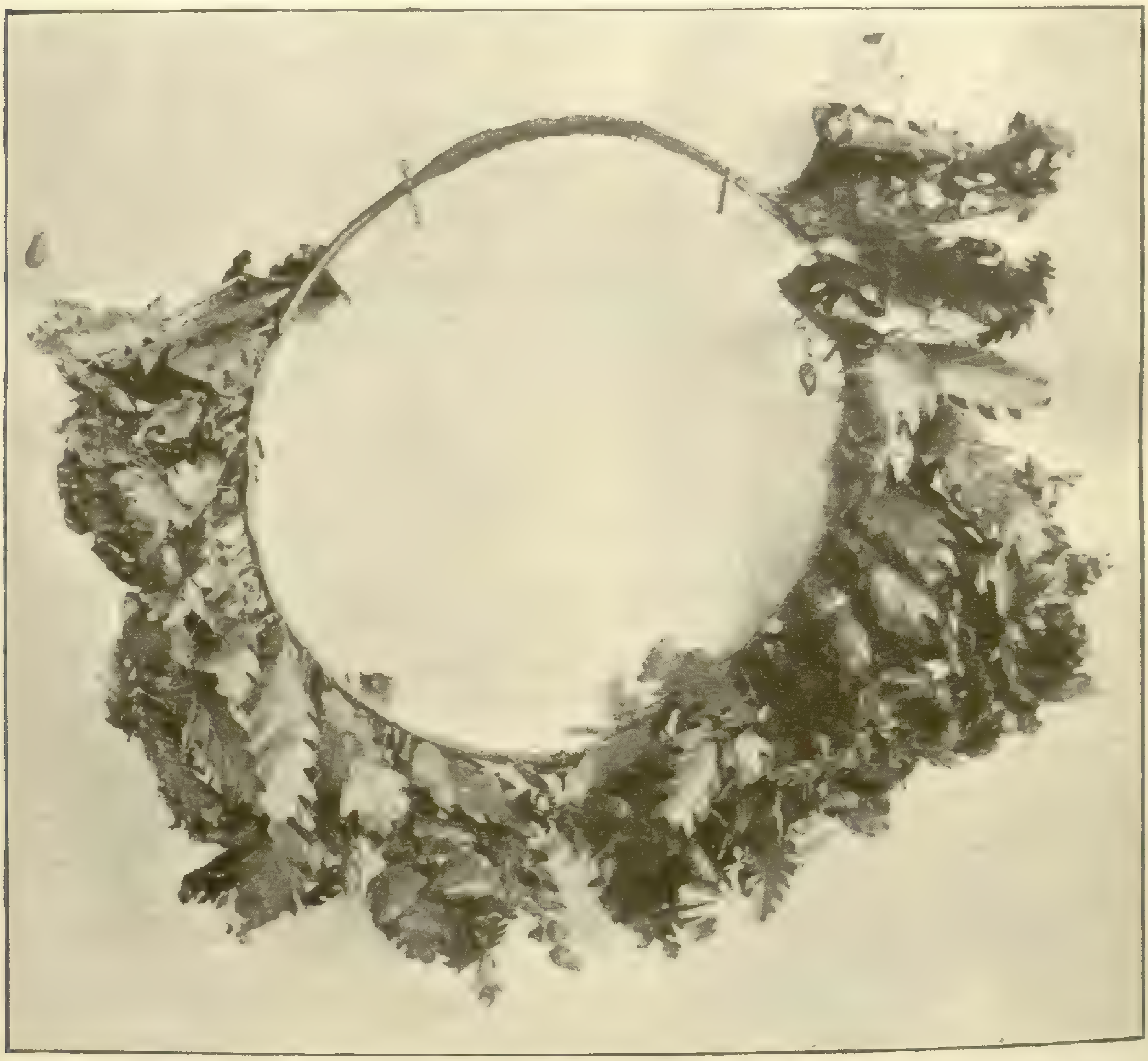


Fig. 1. Goldener Eichenkranz aus einem Hügelgrabe zu Pergamon in fast halber natürlicher Größe.
(Quercus Aegilops.)
Original im ottomanischen Museum zu Konstantinopel.

Ich verdanke die vorstehenden Angaben Herrn Prof. Dr. Conze, Berlin-Grunewald, der bei der Öffnung des Grabes zugegen war und Proben des Holzes sowie Bruchstücke der merkwürdigen Reifen zur Untersuchung nach Berlin sandte. Von Herrn Prof. Dr. Winnefeld erhielt ich die Proben zur Bestimmung; später, als Herr Prof. Dr. Conze von Pergamon zurückkehrte, erhielt ich von ihm auch zwei schöne Photographien des goldenen Eichenkranzes und eine dritte, welche die übrigen Gegenstände (außer den Schwertern) darstellt. Ich gebe mit freundlicher Erlaubnis eine Abbildung des Eichenkranzes in Fig. 1 wieder, von der anderen Photographie nur die Trauerreifen (Fig. 2), wie ich sie nennen möchte.

Der prachtvolle goldene Eichenkranz ist im Museum zu Konstantinopel ausgestellt, aber auch ohne ihn selbst gesehen zu haben läßt sich schon aus den Photographien die Spezies der Eiche ermitteln.

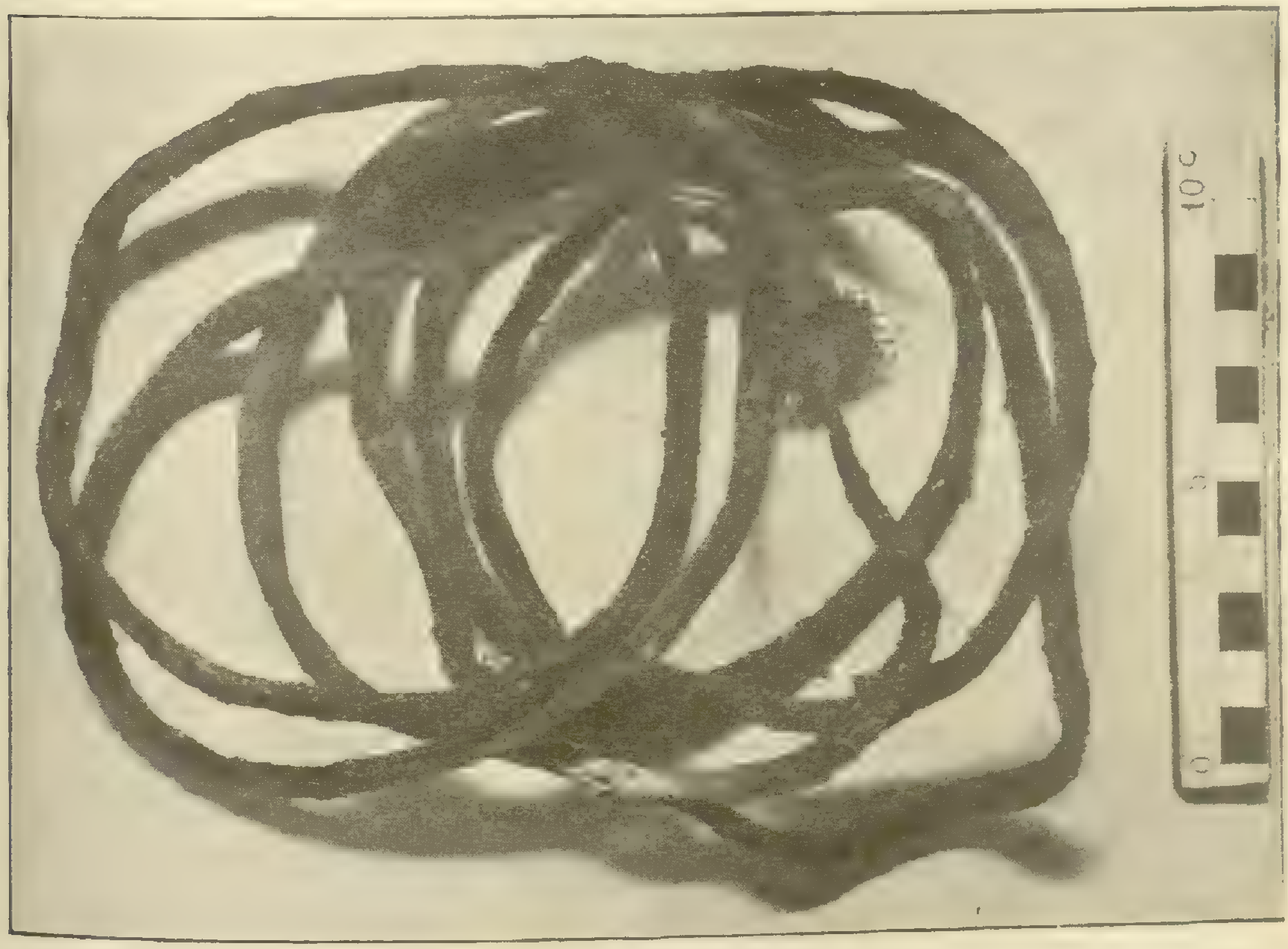


Fig. 2. Eine Anzahl Trauerreifen aus dem Hügelgrabe zu Pergamon, über einander liegend. (Stiele einer *Nymphaeaceae*, wahrscheinlich *Nuphar luteum*. Im ottomanischen Museum zu Konstantinopel.

Es ist ohne alle Frage die im Orient so häufige *Quercus Aegilops* L. wie auch die Herren Geh. Rat Prof. Dr. ASCHERSON, Prof. Dr. KOEHNE und Hauptmann VON SEEMEN bestimmten. Letzterer zeigte mir im Kgl. botanischen Museum zu Dahlem Exemplare von *Q. Aegilops*, die ganz genau passen. Herr Prof. Baurat TIEDE vermutet wohl mit Recht, daß der betreffende Goldschmied natürliche Blätter nachgebildet habe, da jedes Blatt verschieden ist. — Bei den Eicheln hat aber der Künstler seine Phantasie walten lassen, ihre Stiele sind außerordentlich lang und meist spiralig gewunden, wohl um ihnen mehr Festigkeit zu geben; der Becher der Eicheln ist nicht mit großen Schuppen, sondern nur mit kleinen, anscheinend nur durch Gravierung angedeuteten besetzt, endlich sind die Eicheln selbst nur klein und ganz spitz. Vielleicht haben unvollkommen entwickelte als Muster gedient.

Die Holzproben, welche ich erhielt, hatten nur wenige Zentimeter Länge, etwa 1 cm Breite und 1—2 mm Dicke. Es waren eben abgeblätterte Stücke, wie sie beim Eintrocknen des Holzes entstehen. Zwei Proben waren schwarzbraun, eine dagegen gelb, letztere hatte auch nicht die blattartige Struktur. Trotz des verschiedenen Aussehens erwiesen sich alle als dasselbe Holz, nämlich höchst wahrscheinlich Zypressenholz, *Cupressus sempervirens.* Dies geht namentlich aus der großen Höhe der Markstrahlen und deren Bau hervor. Es könnten höchstens noch andere *Cupressineen* in Betracht kommen, so der Lebensbaum. *Thuja orientalis* oder ein Wachholder, z. B. *Juniperus excelsa,* der auf dem cilischen Taurus — allerdings also ziemlich von Pergamon entfernt — große Bäume bildet. Der Bau aller *Cupressineen* ist ein sehr ähnlicher und da trotz der scheinbar guten Erhaltung die Zellen sich doch schon sehr angegriffen zeigen, lassen sich die feinen Unterschiede schwer erkennen.

Viel größere Schwierigkeiten in der Bestimmung boten die Trauerreifen. Als ich die Bruchstücke derselben im Oktober 1907 erhielt, wußte ich nicht, daß sie von so großen, nach der Photographie zu urteilen, etwa 35—40 cm Umfang habenden Reifen herrührten. Die 3 Stücke, die ich damals erhielt, sind nur bis 4 cm lang und etwa 6 mm dick. Die Gestalt ist zylindrisch, doch etwas gebogen, auch sind die Stücke etwas spiralig um ihre Achse gedreht. Auf diesen drei Stücken lassen sich deutlich goldene Linien, die sich rautenförmig kreuzen, erkennen (Fig. 3); auf einem anderen mir später übergebenen etwas größeren, fast geraden Stück sind schöne goldene Spirallinien angebracht, zwischen denen wieder Tupfen aus Gold sichtbar werden. (Fig. 4.) An einer Stelle ist die Spirale in einen Ring übergeführt. Von solchen mit spiralförmigen Goldlinien verzierten Stücken sind noch mehrere vorhanden. Höchst wahrscheinlich sind die Goldlinien, die aus reinstem Golde (Goldschaum?) bestehen, erst nach dem Eintrocknen der betr. Stücke aufgetragen worden, denn sonst müßten sie sich doch wohl beim Eintrocknen mehr verzogen haben.

Bei der Betrachtung mit der Lupe wurden auf dem Querschnitt zahlreiche große Poren, wenn auch meist mit Mulm (Pilzsporen) gefüllt, sichtbar. Da diese Poren ganz unregelmäßig zerstreut standen, nicht etwa Jahresringe bildeten, so mußte man annehmen, daß es sich wohl um die Stengel einer Monokotyledone handele, vielleicht um eine monokotyledone Schlingpflanze, denn Schlingpflanzen haben bekanntlich ganz besonders große Poren. Und in der Tat, das Lupenbild glich sehr dem des Querschnitts unserer Rohrstöcke, *Calamus Rotang.* Es fehlt aber die glatte Oberfläche. Andererseits konnte man auch an das Rhizom einer *Monokotyledone* denken, z. B. an Kalmus, *Acorus Calamus*, das ebenfalls große Luftgänge hat. Letzteres sowie viele andere *Monokotyledonen*-Rhizome sind aber ausgeschlossen, da es sich um große Ringe oder Reifen handelt.

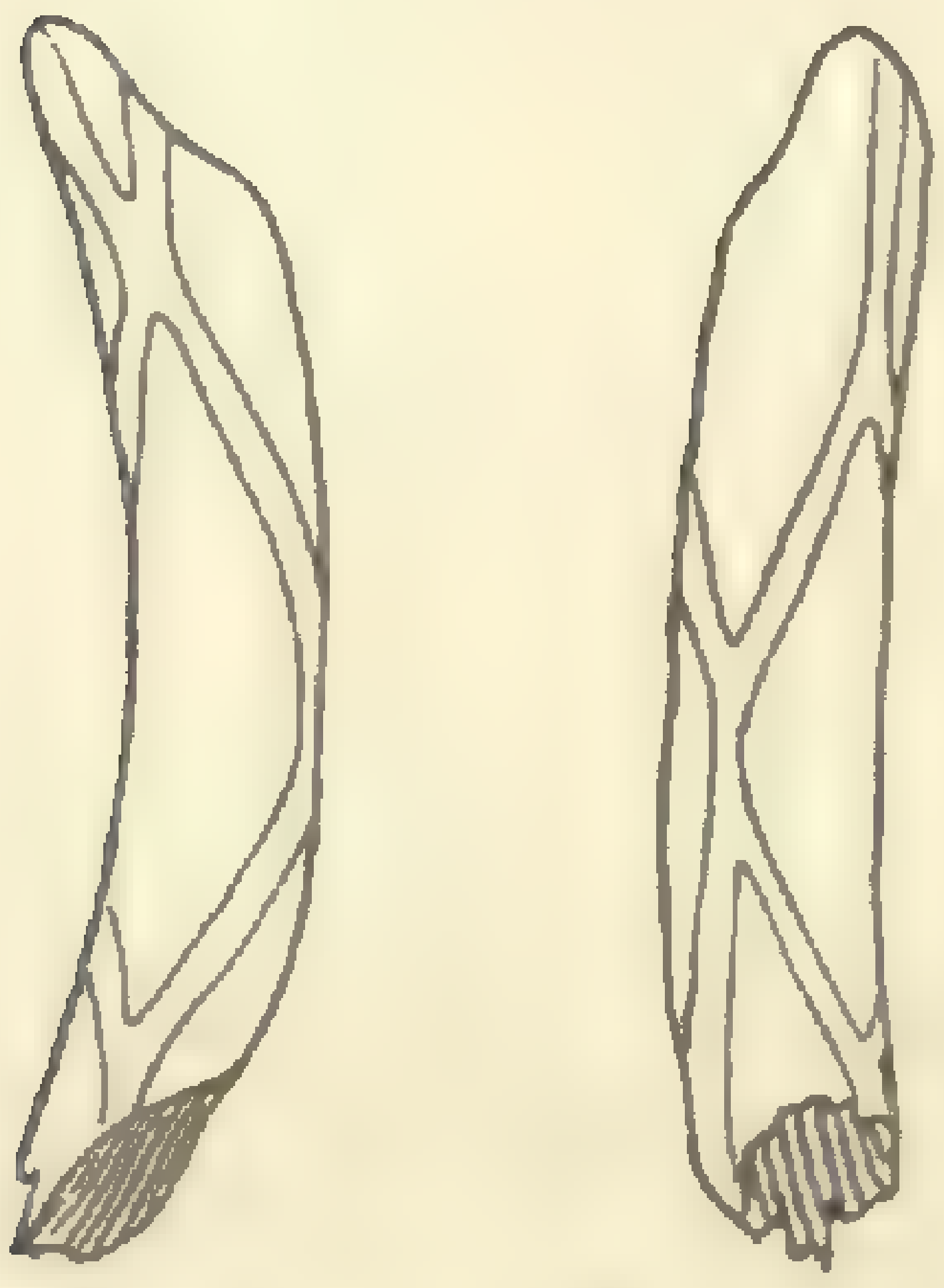


Fig. 3.

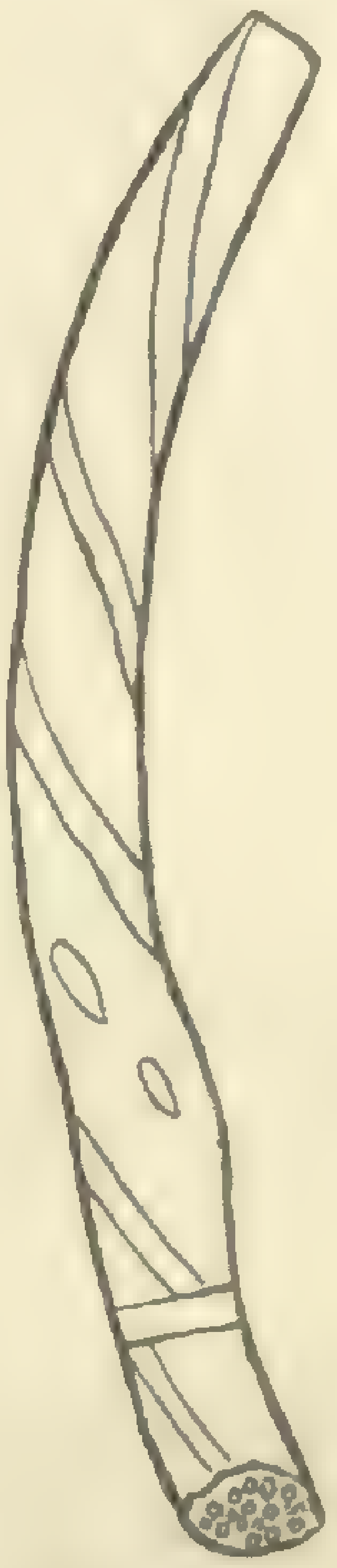


Fig. 4.

Fig. 3. Bruchstück eines Trauerreifens mit rautenförmig sich kreuzenden Goldlinien von 2 verschiedenen Seiten gesehen, nat. Gr.

Fig. 4. Bruchstück eines Trauerreifens mit spiraligen Goldlinien und Goldtupfen. Unten geht die Spirale in einen Ring über. nat. Gr.

Gute Querschnitte waren bei der Brüchigkeit des Materials selbst nach Einbetten in Paraffin nicht zu erhalten, es glückte höchstens kleine Teile von einem Querschnitt im Zusammenhange genügend dünn zu bekommen. Leicht dagegen gelang es, Flächenansichten zu gewinnen, denn bei der leisesten Berührung blätterten sich Teile ab. Diese sowie auch Längsschnitte zeigten, mit Chloralhydrat behandelt, sehr bald, daß es sich um die genannten Dinge gar nicht handeln könne. Es fehlten nämlich vollständig die Gefäße. Dagegen zeigten sich viele feinwellige der Länge nach verlaufende. Doppellinien (Fig. 6), ferner wurden mitunter lange mit braunem Inhalt erfüllte Milchröhren oder Gerbstoffschläuche sichtbar.

Beim Aufhellen der Querschnitte mit Chloralhydrat ergab sich auch, daß die Poren gar nicht von weiten Gefäßen herrührten, sondern einfach Luftgänge waren. Dies brachte mich dann zu der Überzeugung, daß es sich um Blatt- oder Blütenstiele einer *Nymphaeaceae* handeln müsse; denn diese Familie hat bekanntlich im anatomischen Bau viel Ähnlichkeit mit den *Monokotyledonen*; vor allem sind in ihren Blatt- und Blütenstielen große Luftgänge vorhanden, und es fehlen auch die Gefäßbündel. Sie sind zwar in frühester Jugend vorhanden, verkümmern aber später meist, wie bei vielen Wasserpflanzen. Nur einzeln sieht man bei

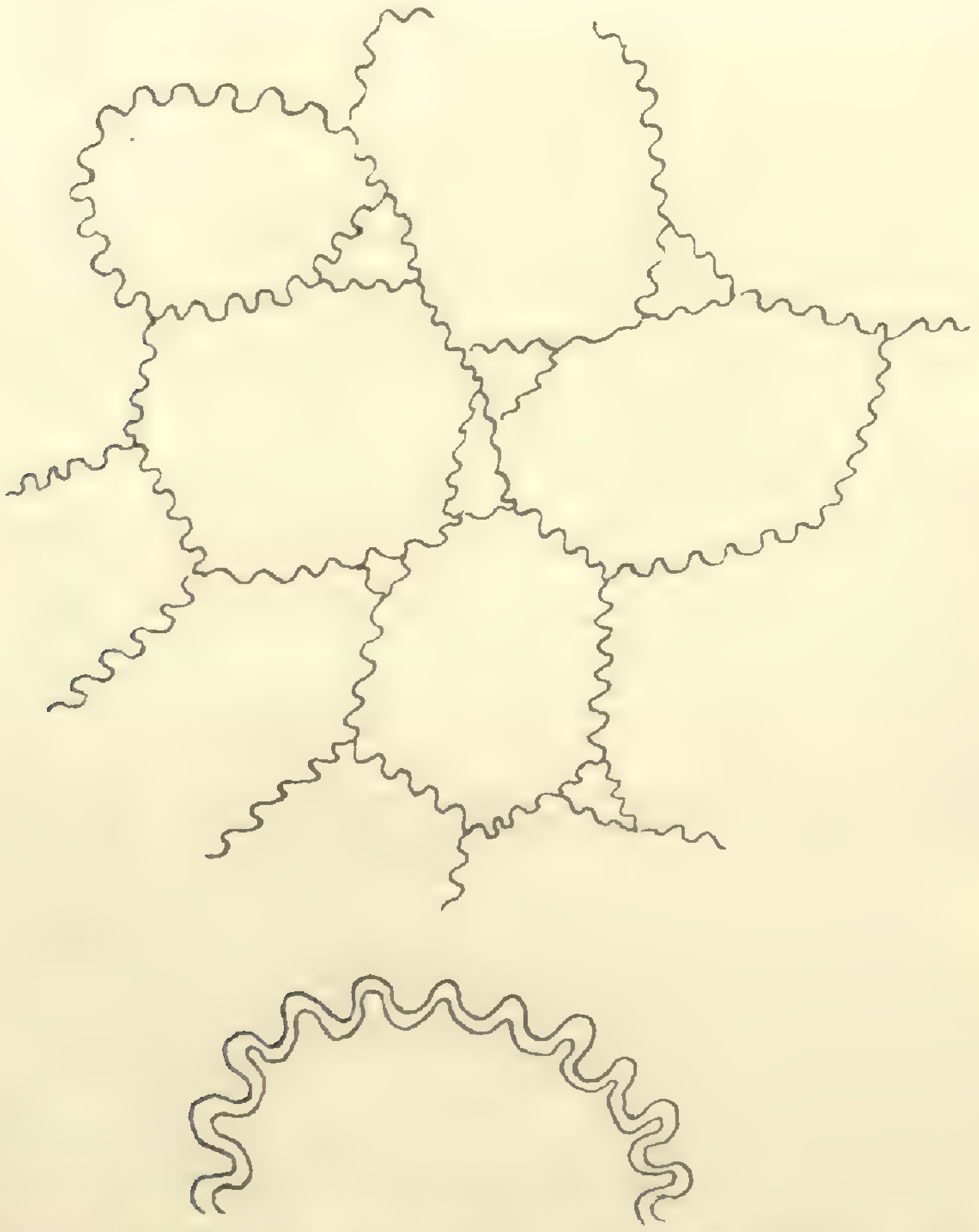


Fig. 5. Teil eines Querschnittes von einem Trauerreifen aus Pergamon. Zeigt die Übereinstimmung der netzartigen Anordnung der Luftgänge mit Nuphar. Umrißzeichnung 60/1. Unten ein Teil einer zickzackförmigen Scheidewand, stärker vergrößert. Die Querwände zwischen den einzelnen Zellen, welche die Scheidewand bilden, sind nicht gezeichnet, weil undeutlich.

Nymphaeen noch Spiralbänder in einigen Zellen, bei *Nelumbo nucifera* Gaertner (*Nelumbium speciosum* Willdenow) freilich massenhaft.

Aber das Querschnittsbild wollte in zwei Beziehungen nicht mit *Nymphaeaceen* stimmen. Einmal waren die Wände der Luftgänge nicht rund, sondern ganz zickzackförmig (Fig. 5), dies ließ sich indes vielleicht durch das Eintrocknen erklären; vor allem aber fehlten die für unsere *Nymphaeaceen* so charakteristischen sog. inneren Haare oder Trichoblasten, die auch auf Längsschnitten sich hätten zeigen müssen.

Ich untersuchte nun *Nymphaea Lotus*, die heilige Lotusblume der Ägypter, und zwar Originalexemplare von SCHWEINFURTH und anderen im Herbar des Kgl. botanischen Museums in Dahlem, freilich nur die untere Schnittfläche, um das Material nicht zu beschädigen. Und siehe da, ich fand auch keine Haare! Dasselbe wird bestätigt durch HENRY S. CONARD[1]) in seiner großen Monographie: „The Waterlilies“ Publication (N. 4) of the Carnegie Institution, Washington 1905, S. 62. Er untersuchte 3 Blatt- und 7 Blütenstiele, ohne Trichoblasten zu finden und stellt S. 192 das Fehlen derselben sogar als Charakter der ganzen Untergattung Lotus hin, zu der außer *Nymphaea Lotus* Willdenow noch *Nymphaea Zenkeri* Gilg in Kamerun, *N. pubescens* Willdenow, Ostindien bis Philippinen und *N. rubra* Roxburgh, Ostindien, gehören.

Nymphaea Lotus kommt übrigens nicht bloß in Ägypten vor, sondern ist selbst in der engeren Begrenzung, die ihr CONARD gibt, von Westafrika, Senegambien, Guinea durch Zentralafrika bis Ostafrika (Ägypten) und auch auf Madagaskar verbreitet. Außerdem findet sich merkwürdigerweise eine Form von ihr, die man als besondere Spezies *Nymphaea thermalis* de Candolle unterscheiden wollte, in dem 35—42° C. warmen Quellenteich des Bischofsbades zu Groß-Wardein. (CONARD l. c. S. 194—196, 214). STAUB sieht diese als ein Relikt aus der Diluvialzeit an (Engler, Bot. Jahrb. 14, Beiblatt Nr. 13 S. 1).

FRIEDRICH GÜRTLER, dem die Arbeit von CONARD noch nicht bekannt war, zählt in seiner Dissertation „Über interzellulare Haarbildungen“, Berlin 1905, S. 16, unter den *Nymphaea*-arten, deren Haare er untersuchte, *N. Lotus* mit auf. Möglicherweise verhalten sich die *N. Lotus* verschieden, oder GÜRTLER, der lebendes Material aus Gärten untersuchte, hat nicht die echte *N.*

---

[1]) CONARD gibt auch ausführliche Literaturangaben über *Nymphaea*; desgl. GÜRTLER in seiner Dissertation.

Lotus erhalten. GÜRTLER nennt auch *N. coerulea*, die blaue Lotusblume der Ägypter, als mit inneren Haaren versehen. Ich habe aber bei dieser ebenfalls keine gefunden; das mag Zufall gewesen sein. (CONARD spricht sich über sie nicht aus.) Stellenweise konnte ich sogar in dem Blütenstiel unserer *Nymphaea alba* keine Trichoblasten entdecken. Es kommt nämlich ganz darauf an, wo man untersucht. Acht Zentimeter unterhalb der Blüte fand ich bei einer *N. alba* zahlreiche verzweigte innere Haare, 45 cm unterhalb derselben aber gar keine, sondern nur äußerst selten ganz kurze, stark verdickte Haare, die gar keine Ähnlichkeit mit den sternförmigen besaßen, zumal sie auch keine mit oxalsaurem Kalk erfüllte Warzen zeigten[1]).

Daß es sich bei den fraglichen Stücken aus Pergamon um eine *Nymphaeaceae* handelt, scheint zweifellos; das geht noch weiter daraus hervor, daß die Wände der Zellen, welche die Luftgänge umgeben, nach Behandlung mit Chloralhydrat oft noch deutlich eine glänzende, stark lichtbrechende Schicht, eine Cutikularschicht, zeigen, wie das bei fast allen *Nymphaeaceen* der Fall ist.

Um ganz sicher zu gehen, untersuchte ich selbstverständlich auch andere *Nymphaeaceen*, namentlich *Nelumbo nucifera* Gaertner (*Nelumbium speciosum* Willdenow), die heilige Lotusblume der Inder. Diese hat aber einen ganz anderen Bau, und zeigt noch deutlich wie schon oben gesagt, viele Spiralgefäße mit abrollbaren Spiralen.

Wie wir sahen, stimmt der anatomische Bau der Pergamonstücke mit dem von *Nymphaea Lotus* in vieler Beziehung überein. Bei dieser Art, und noch mehr bei *N. coerulea*, erscheint auch auf dem Querschnitt der getrockneten Stiele die Peripherie der Luftgänge mehr oder weniger wellig, zickzackartig gebogen, auf dem Längsschnitt allerdings sind keine Wellenlinien sichtbar. Es sprechen aber doch wieder zwei Punkte gegen die Identität mit

---

[1]) Herr Dr. GRAEBNER meint, daß das Vorkommen von Trichoblasten vielleicht nach den Jahrgängen wechsele. Er benutzt zu Demonstrationen jährlich Stiele derselben Pflanzen im bot. Garten, in manchen Jahren findet er viele, in anderen wenige oder keine. (Mündliche Mitteilung.) — Herr Geh. Reg.-Rat Prof. Dr. KNY sagt mir, daß es sich alljährlich in seinen mikroskopischen Kursen zeige, wie je nach der Stelle, wo man schneidet, oben oder weiter unten am Stiel, man mehr oder weniger Trichoblasten findet. — Schon TRECUL führt an, daß sie an der Basis des Blattstiels ziemlich häufig seien, einige seien auch im Innern der Luftgänge zerstreut, die meisten aber oben am Übergange des Stiels in die Blattspreite. Er führt übrigens auch *N. Lotus* und *coerulea* als mit Trichoblasten versehen an. (Ann. Sc. nat. Bot. 3, Ser. 4, S. 313, 314.)

Nymphaea Lotus: Einmal sind die Zwischenwände zwischen den Luftgängen bei *N. Lotus* meist dicker, weil meist aus mehreren Zelllagen gebildet, vor allem aber kommt *Nymphaea Lotus* in Kleinasien gar nicht vor. Wir finden dort nach BOISSIER, Flora orientalis I S. 104 nur *Nymphaea alba*. Aber auch diese kann es nicht wohl sein, denn alle *Nymphaea*arten haben, wie CONARD gut darstellt, auf dem Querschnitt im Zentrum 2, 4 oder mehr große Luftgänge und viele kleinere mehr oder weniger konzentrisch um diese geordnet. Das ist aber bei unserm Material, soweit sich das bei der starken Eintrocknung erkennen läßt, nicht der Fall. Man sieht mehr ein Netzwerk von vielen kleinen Luftgängen und das ist das Charakteristikum der gelben Seerose, *Nuphar luteum* Smith[1]).

Die gelbe Seerose kommt in Kleinasien vor. BOISSIER gibt sie in seiner Flora orientalis I S. 104 für das ganze Gebiet an, von Griechenland bis Palästina und im Kaukasus; als Gesamtareal nennt er Europa, Sibirien. Im Supplementbande S. 23 fügt er als Standort noch Mesopotamien und West-Persien hinzu.

Im Herbar des Kgl. botanischen Museums zu Dahlem finden sich zwei von TH. KOTSCHY, Iter Syriacum 1855 bei Zebdaine, nahe Damaskus, gesammelte Exemplare der gelben Seerose mit der näheren Bezeichnung: „ad fontes Barrada copiose. alt. 4000 ped. die 8. Juni.“ Das eine Exemplar ist nur ein Blatt, mit einem 23 cm langen Stiel, das am unteren Ende (im plattgedrückten, gepreßten Zustande) 9 mm breit ist. Das andere Exemplar besteht aus einem Blatt mit 21 cm langem Stiel, der unten 1 cm breit ist, und aus einer Blüte mit 25 cm Stiel, der unten nur 7, etwas weiter oben aber 8 cm breit ist.

Bei *Nuphar luteum* sind die Zwischenwände zwischen den Luftgängen stets nur aus einer Zellage gebildet und das ist, so viel sich ersehen läßt, auch bei dem Material aus Pergamon der Fall. Ferner zeigen die getrockneten Exemplare von *Nuphar luteum* sowohl auf dem Querschnitt wie auf dem Längsschnitt annähernd wellige, bzw. zickzackförmige Konturen, so daß auch hierin eine gewisse Ähnlichkeit mit den Funden aus Pergamon besteht, in einzelnen Fällen selbt eine völlige Übereinstimmung.

Man könnte nun einwenden, die gelben Seerosen haben doch so viele innere Haare, die bei den Stücken aus Pergamon gerade fehlen. Darauf kann ich aber antworten: Die Blattstiele sowohl wie die Blütenstiele der von KOTSCHY bei Damaskus gesammelten gelben Seerosen haben, wenigstens an dem von mir untersuchten untersten Ende, auch keine inneren Haare.

---

[1]) Herr Geh. Rat Prof. Dr. KNY war so freundlich, mir auch seine Präparate von *Nymphaea* und *Nuphar* zum Vergleich zur Verfügung zu stellen.

Auffallenderweise konnte ich aber die charakterischen Wärzchen auf der Oberhaut, die allen *Nymphaeaceen* eigen sind und die man als Basen von Haaren ansehen muß, nur selten deutlich erkennen. Sie sind auch kleiner, nur von etwa 12 μ Durchmesser, gegenüber 21 μ bei *Nuphar luteum* aus Damaskus. (Fig. 6, rechts.)

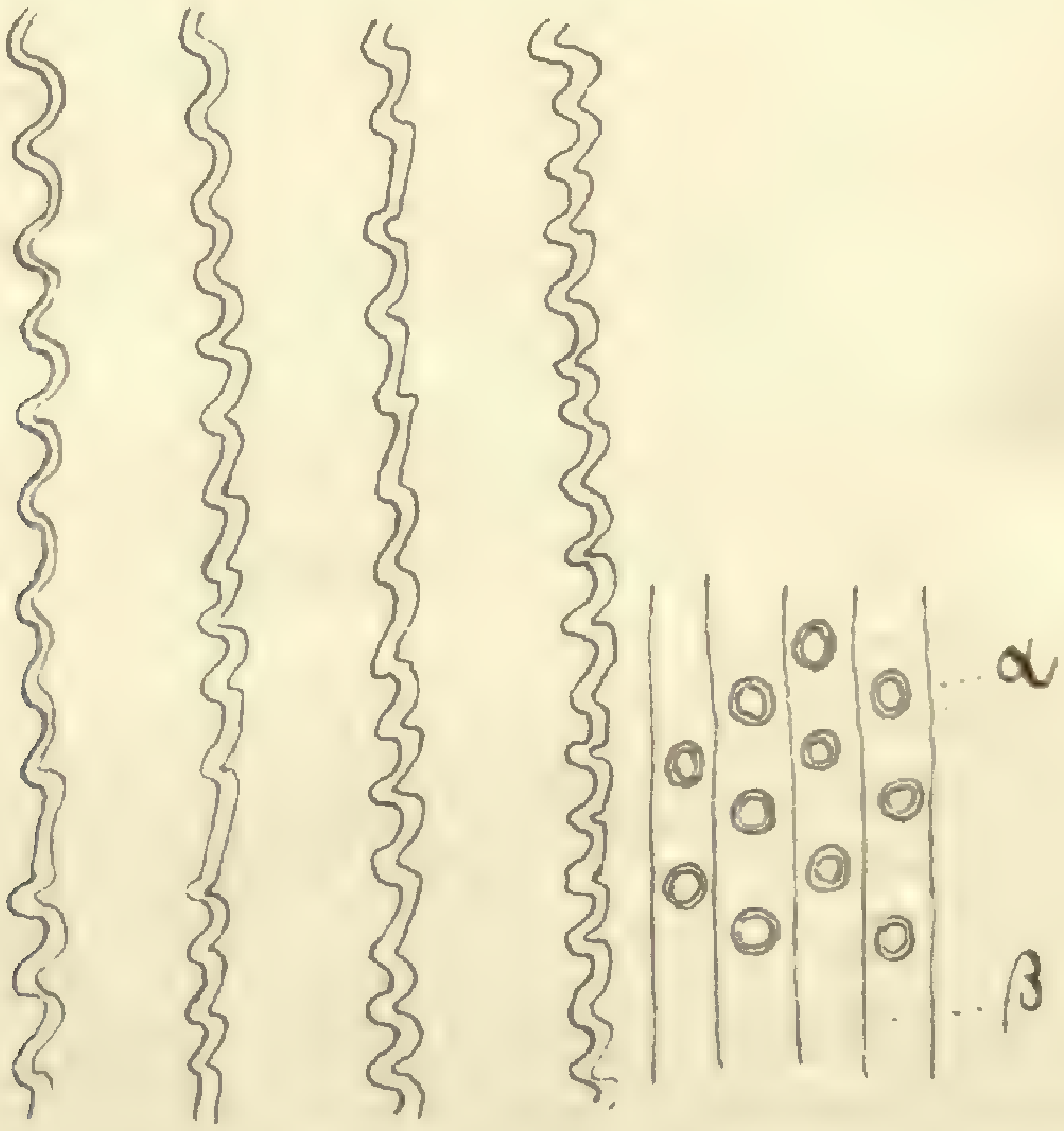


Fig. 6. Links Luftgänge in einem Trauerreifen. Längsschnitt. Auch hier sind die Querwände zwischen den wellig verlaufenden Scheidewandzellen undeutlich. Rechts Flächenansicht der Epidermis (β) mit Papillen (α).

Mitunter finden sich im Innern ähnliche kreisförmige oder ringförmige Gebilde. Ich bin nicht sicher, ob dies lose Ringe von zugrunde gegangenen Ringgefäßen bzw. Reste von Spiralen sind (TRECUL, Ann. Sc. Nat. 3. Ser. 4. T. 12. Fig. 17 v.). — An einzelnen Stellen, aber nur sehr selten, sah ich Gebilde, die etwas an schmale Spaltöffnungen erinnerten, welch letztere aber doch an untergetauchten *Nymphaeaceen*stielen nicht vorkommen.

Die Frage, ob wir es hier mit Blattstielen oder mit Blütenstielen zu tun haben, ist schwer zu entscheiden. Im allgemeinen sind die Blütenstiele der *Nymphaeaceae* kräftiger, weil sie die schwere Blume aufrecht halten sollen; die KOTSCHYschen Exemplare von

Nuphar luteum machen zwar eine Ausnahme, aber wer weiß, ob seine Blatt- und seine Blütenstiele von demselben Individuum stammen. — Sonach ist anzunehmen, daß es sich um Blütenstiele handelt. Anatomisch sind Blatt- und Blütenstiele annähernd gleichgebaut, wie auch CONARD angibt. Reste von Blattspreiten oder von Blüten sind in dem Grabe nicht gefunden worden, vielleicht gelingt es aber, wenn einmal ein ganzer Kranz oder Reif zu uns kommt, nähere Anhaltspunkte zur Entscheidung dieser Frage zu erhalten.

Wir haben es hier, wie Herr Prof. Dr. CONZE mir gegenüber mit Recht bemerkte, mit einer bisher ganz unbekannten Art des *Nymphaeen*kultus zu tun.

Über die Verwendung der Lotusblume in Indien und in Ägypten haben wir zwar viele Nachrichten, namentlich hat bezüglich Ägyptens uns SCHWEINFURTH[1]) höchst genaue Angaben gemacht; nirgends findet sich aber eine Andeutung, daß Seerosenstiele allein, aber mit so schöner Goldverzierung in Form von Rauten- oder Spirallinien, beim Totenkult Verwendung gefunden hätten.

Die einzige Stelle, welche etwas ähnliches andeutet, findet sich bei KURT SPRENGEL, Geschichte der Botanik, I. Teil, Altenburg und Leipzig 1827. Da heißt es, nachdem ausführlicher die indische Lotusblume *Nelumbium speciosum* Willd. besprochen ist, S. 27 weiter:

„Auch die eigentliche Lotus-Pflanze, *Nymphaea Lotus*, kommt häufig in den indischen Sagen vor, von den Fasern der *Lotus*stengel macht Sakuntala ihre Armspangen.“

Der Dichter des Schauspiels Sakuntala, KALIDASA, lebte etwa im 6. Jahrhundert nach Christo; möglicherweise hat er ältere Quellen benutzt, die uns nicht bekannt sind, oder sollte das Ganze nur eine sinnige Erfindung sein? Vielleicht können die Orientalisten hierüber Auskunft geben. SPRENGEL hat die Übersetzung

---

1) SCHWEINFURTH, in Berichte der Dtsch. bot. Ges. I 544, II 351. — Derselbe in ENGLER, Bot. Jahrbücher V 189, VIII 1. — Derselbe in Nature 1883, Bd. 28 109, 1884, Bd. 29 312. — Siehe auch die Geschichte von *Nymphaea* und *Nelumbium* in CONARD, The Waterlilies. Washington 1905 S. 3 ff., der auch eingehend die Literatur angibt. Noch ausführlicher ist die Geschichte gegeben von FRANZ WOENIG, Die Pflanzen im alten Ägypten. Leipzig 1886 S. 17 ff.

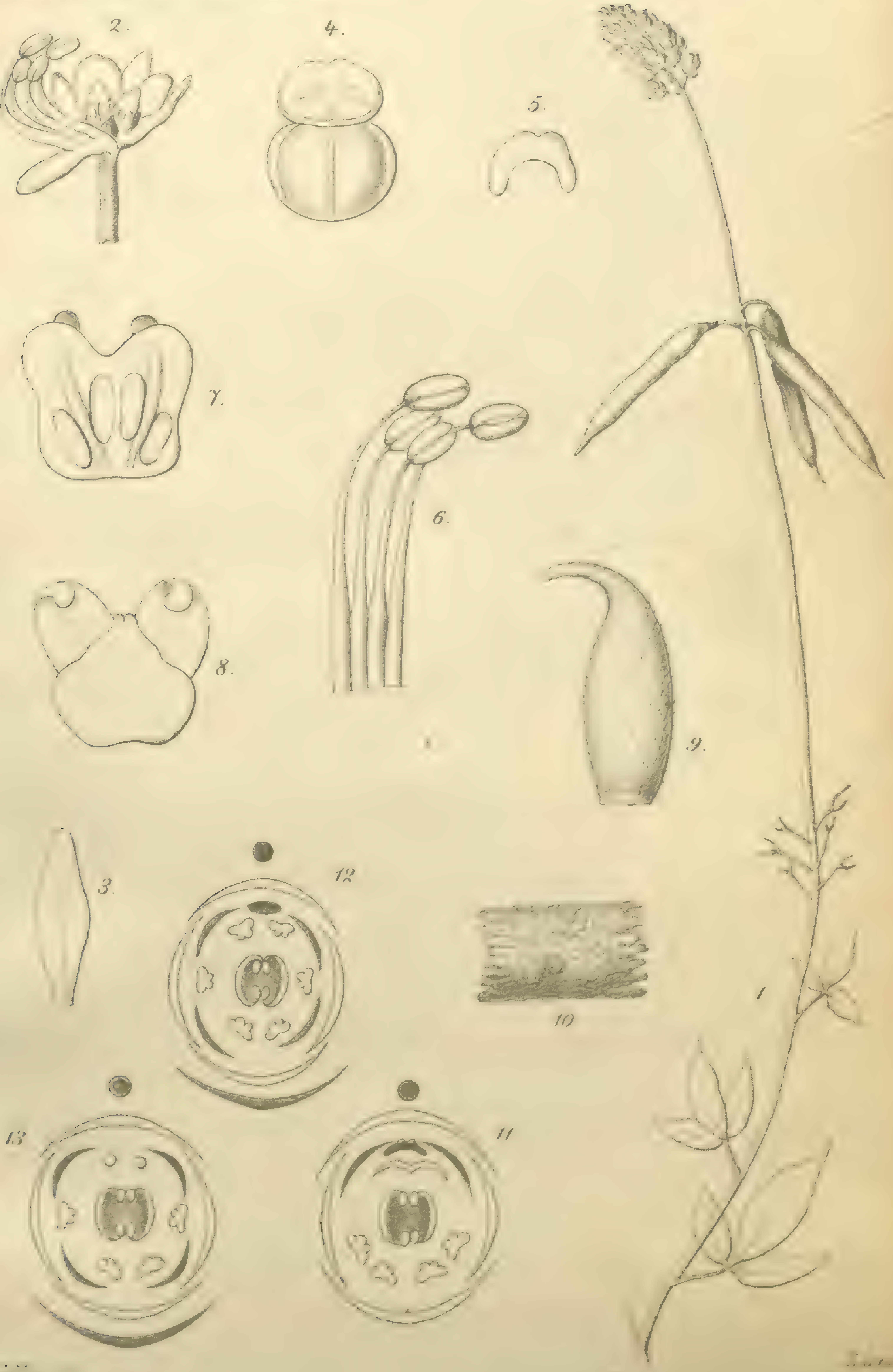
der Sakuntala von HERDER benutzt. Ob das Wort Fasern richtig übersetzt ist, steht wohl dahin, denn Fasern lassen sich schwerlich aus Nymphaeenstengeln gewinnen. Wohl aber eignen sich die ganzen, scheinbar so weichen Stengel wegen ihrer dicken Kollenchymschicht unter der Oberhaut sehr wohl zu dauerhaften Reifen und dgl., wie ja auch die Funde in Pergamon beweisen. Möglich wäre es vielleicht auch, die Kollenchymschicht in Streifen abzuziehen und diese als Fasern zu verwenden.[1]

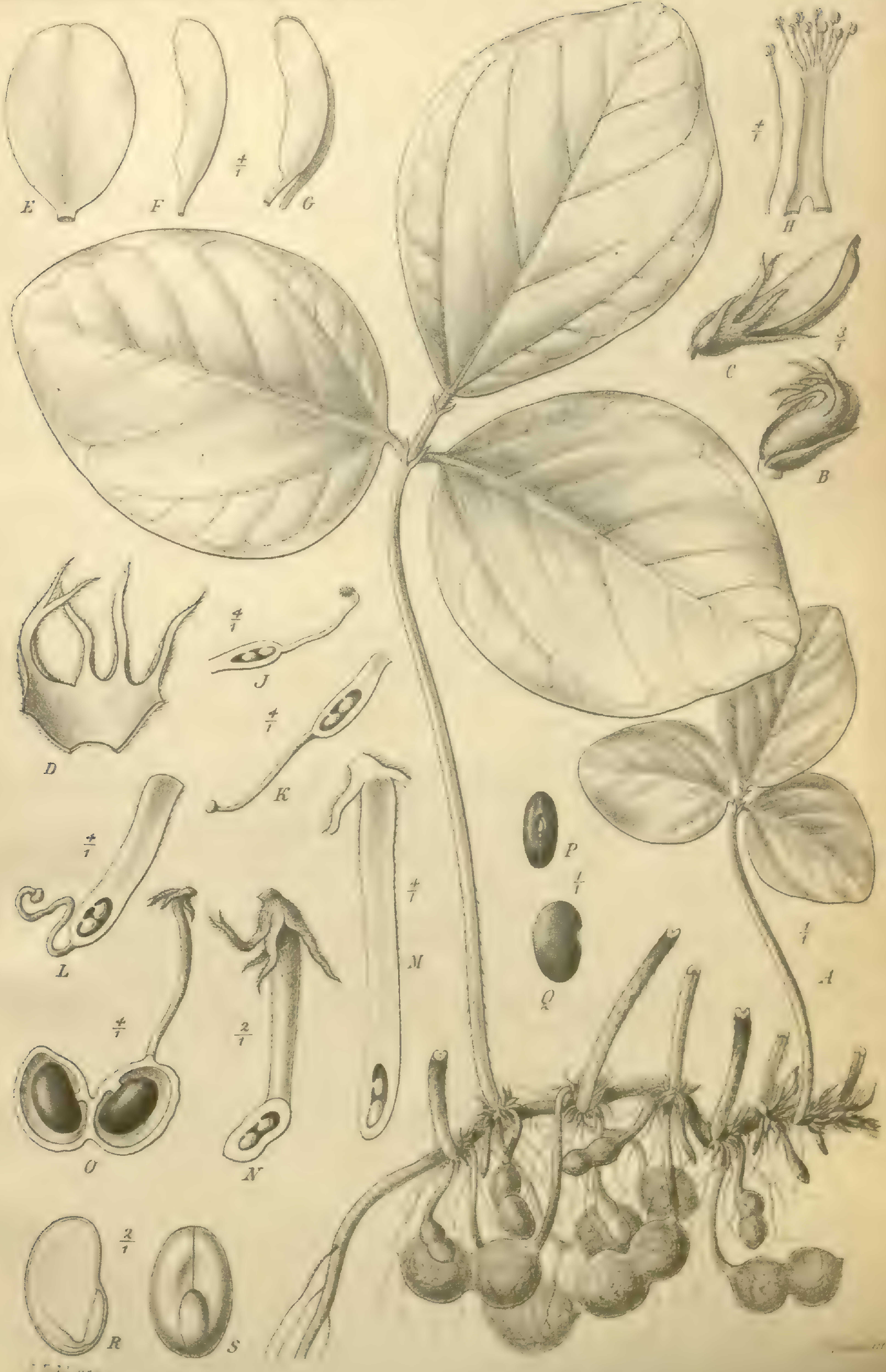
Zusammenfassung:

1. Die Blätter des goldenen Eichenkranzes sind nach Blättern von *Quercus Aegilops,* der Ziegenbarteiche, gearbeitet.
2. Die Holzproben stammen von einer *Cupressineae,* höchstwahrscheinlich *Cupressus sempervirens*, Zypresse.
3. Die Trauerreifen sind Blatt- oder Blütenstiele einer *Nymphaeaceae*, höchstwahrscheinlich der gelben Seerose, *Nuphar luteum* Smith.

---

[1] Die betreffende Stelle in der Sakuntala findet sich in der HERDERschen Ausgabe, Frankfurt a. M. 1805, S. 66, in der metrischen Übersetzung von LUDWIG FRITZE, Schloß Chemnitz, 1877, S. 59. — Auch an andern Stellen kommt das Lotosarmband der Sakuntala vor, das im 3. Aufzug eine große Rolle spielt.


2.
4.
5.
7.
6.
8.
9.
3.
12
10
1
13
11


E
F
4/1
G
4/1
H
C
3/1
B
D
4/1
J
4/1
K
4/1
L
M
4/1
P
1/1
Q
1/1
A
4/1
O
2/1
N
2/1
R
S

Es wird gebeten, alle wissenschaftlichen Zusendungen für die Sitzungen im Jahre 1908 **mit genauer Angabe der Adresse des Absenders** an Herrn Geh. Oberregierungsrat Prof. Dr. A. Engler in Dahlem-Steglitz, k. bot. Garten, zu richten.

Die wissenschaftlichen Sitzungen finden mit Ausnahme der Monate August und September am letzten Freitag jeden Monats abends 7 Uhr statt.

☛ Sämtliche Mitteilungen für die Berichte müssen spätestens **acht Tage vor der Sitzung**, für welche sie bestimmt sind, dem Vorsitzenden **vollständig druckreif** im Manuskript — **die Tafeln genau im Format** (12/18 *cm*) — eingereicht werden. **Die Mitteilungen sollen der Regel nach den Umfang von 8 Druckseiten nicht überschreiten.** (Reglement § 19.) Die Aufnahme von Mitteilungen, welche in unrichtigem Deutsch abgefasst sind, muss wegen der daraus entstehenden Unzuträglichkeiten beanstandet werden. Die Beanstandung betrifft auch Arbeiten, welche Diagnosen in fehlerhaftem Latein enthalten. Es wird gebeten, im Manuskript nur eine Seite zu beschreiben und am Kopfe desselben die Anzahl der gewünschten Sonderabdrücke anzugeben.

Die Verantwortlichkeit für ihre Mitteilungen tragen die Verfasser selbst.

Alle auf die Veröffentlichung der Berichte bezüglichen Schriftstücke, Korrekturen usw. sind zu senden an Herrn Dr. W. Wächter, Steglitz bei Berlin, Florastr. 2B. Ein unmittelbarer Verkehr zwischen den Autoren und der Druckerei findet nicht statt.

Vorstand und Kommissionen der Gesellschaft für das Jahr 1908.

Für die Generalversammlung: Schwendener, Präsident; Drude, Stellvertreter.
Für die wissenschaftlichen Sitzungen in Berlin: Engler, Vorsitzender; Kny, erster Stellvertreter, O. Reinhardt, zweiter Stellvertreter; H. Fischer, erster Schriftführer. Köhne, zweiter Schriftführer, Lindau, dritter Schriftführer.
Schatzmeister: O. Appel.
Redaktions-Kommission: A. Engler, H. Fischer, Köhne, Lindau, Ascherson Gilg, Kolkwitz.
Geschäftsführender Sekretär: W. Wächter.

Alle Geldsendungen, sowie die auf das Bezahlen der Jahresbeiträge bezüglichen Schriftstücke, werden franko „An die Kur- und Neumärkische Darlehnskasse für die Deutsche Botanische Gesellschaft, Berlin W. 8, Wilhelmplatz 6“, erbeten. Der Beitrag **beträgt für ordentliche Berliner Mitglieder Mk. 20, für auswärtige ordentliche Mk. 15, für alle ausserordentlichen Mitglieder Mk. 10.** Alle event. Reklamationen, die Versendung der Berichte und Sonderabdrücke betr., sind **innerhalb sechs Monate nach Abschluss des betreffenden Bandes** unmittelbar an die Verlagshandlung, Gebr. Borntraeger, Berlin SW 11, Grossbeeren-Str. 9, zu richten. Adressenänderungen sowie alle das Mitgliederverzeichnis betreffenden Berichtigungen oder sonstige geschäftliche Mitteilungen bittet man an Herrn Dr. W. Wächter, Steglitz bei Berlin, Florastr. 2B, zu senden.

Sonderabdrücke aus unseren Berichten

unterliegen folgenden Bestimmungen:

1. Jeder Autor erhält **50 Sonderabdrücke mit Umschlag broschiert kostenfrei** geliefert.
2. Für Mehrabzüge wird, sofern die Bestellung der Überzahl vor der letzten Korrektur erfolgt, die Berechnung nach folgendem Tarif durchgeführt:

1.	für jeden verwandten Bogen Papier zum Text	2 Pfennige
2.	für jede schwarze Tafel einfachen Formates	5 „
3.	bei mehrfarbigen Tafeln für jede Farbe pro Tafel mehr	3 „
4.	bei Doppeltafeln pro Tafel mehr	2 „
5.	Buchbinderlohn für jeden Abdruck	1,35 „
6.	für jeden Umschlag	1,5 „
7.	für einen besonderen Titel auf dem Umschlage, falls ein solcher gewünscht wird	3,50 Mark.

Pfennige, welche durch 5 nicht teilbar sind, werden nach oben auf 5 abgerundet.

Verlag von Gebrüder Borntraeger in Berlin
SW 11 Grossbeeren-Strasse 9

Soeben erschien:

Jahresbericht der Vereinigung für angewandte Botanik.

Fünfter Jahrgang 1907. Mit 5 Tafeln und 5 Textabbildungen. Geheftet 16 M. 40 Pf.

Aus dem Inhaltsverzeichnis:

Vorträge und Abhandlungen

Wieler, A., Die Beziehungen der Botanik zur Tecknik.
Gilg, E., Die Pharmakognosie als wissenschaftliche Disziplin und ihre Vertretung an den deutschen Hochschulen.
Volkens, G., Die Botanische Zentralstelle für die Kolonien, ihre Zwecke und Ziele.
Muth, F., Über die Infektion von Sämereien im Keimbett. Ein Beitrag zur Samenuntersuchung und Samenzüchtung.
Ewert, R., Neue Beispiele für Parthenokarpie.
Bernegau, L., Die Kolanuß als tropische Kulturpflanze.
Bernegau, L., Akklimatisationsversuche mit Süßkartoffeln.
Bernegau, L., Die Verwendung der Samen von Parkia africana.
Johnson, T., Elektrische Samenprüfung (mit 4 Textfiguren).
Störmer, K., Über die Wirkung des Schwefelkohlenstoffs und ähnlicher Stoffe auf den Boden.
Simon, J., Die Widerstandsfähigkeit der Wurzelbakterien der Leguminosen und ihre Bedeutung für die Bodenimpfung.
Heinze, B., Neuere Beobachtungen über Serradella- und Lupinenbau auf schwerem Boden (mit 1 Textfigur und Tafel I—IV).
Hiltner, L., Neue bodenbakteriologische Ergebnisse und Probleme.
Zacharias, E., Sterile Johannisbeeren (mit Tafel V).
Graebner, P., Nichtparasitäre Pflanzenkrankheiten des Jahres 1907.

Die früheren Jahrgänge I—IV (1903—6) kosten geheftet 33 M. 20 Pf.

Ausführliche Prospekte gratis und franko.

Botanische Zeitung kaufen

in größeren Reihen, auch in einzelnen Bänden, insbesondere Band 18, den wir sehr hoch bezahlen können.

Mayer & Müller in Berlin NW 7

Druck von A. W. Hayn's Erben, Berlin SW 68.

BAND XXVI a. JAHRGANG 1908. HEFT 4.

BERICHTE

DER

DEUTSCHEN

BOTANISCHEN GESELLSCHAFT.

GEGRÜNDET AM 17. SEPTEMBER 1882

SECHSUNDZWANZIGSTER JAHRGANG.

HEFT 4.

AUSGEGEBEN AM 27. MAI 1908.

BERLIN,
GEBRÜDER BORNTRAEGER.
1908.

Dieses Heft enthält die Einladung zur Generalversammlung!

Inhaltsangabe zu Heft 4.

Seite
Sitzung vom 24. April 1908 275
Einladung zur Generalversammlung der Deutschen Botanischen Gesellschaft 276
Bericht der Kommission für die Revision der Satzungen nebst Begründung des beigegebenen neuen Entwurfes der in Straßburg zu beratenden Satzungen 277

Mitteilungen:

33. T. F. Hanausek: Über das Perikarp von Humea elegans Sm. (Mit Tafel IV.) 292
34. E. Heinricher: Die Samenkeimung und das Licht. (Eine Berichtigung mit einer vorläufigen Mitteilung im Anhang.) 298
35. W. und J. Docters van Leeuwen-Reijnvaan: Über die Spermatogenese der Moose, speziell mit Berücksichtigung der Zentrosomen- und Reduktionsteilungsfragen. (Mit Tafel V.) 301
36. G. Schweinfurth: Über die von A. Aaronsohn ausgeführten Nachforschungen nach dem wilden Emmer (Triticum dicoccoides Kcke) 309
37. A. J. Nabokich: Über die Ausscheidung von Kohlensäure aus toten Pflanzenteilen. (Vorläufige Mitteilung.) 324

Nächste Sitzung der Gesellschaft:

Freitag, den 29. Mai 1908,

abends 7 Uhr,

im Hörsaale des Neuen Botanischen Museums in Dahlem

bei Steglitz, Königin-Luise-Str. 6/8.

Sitzung vom 24. April 1908.

Vorsitzender: Herr L. KNY.

Als ordentliche Mitglieder sind vorgeschlagen die Herren:

Schneider, Dr. **I. M.** in **Schänis,** Kt. St. Gallen, Schweiz (durch A. URSPRUNG und E. JAHN).

v. Behren, Dr. **Friedrich** in **Osnabrück**, Johannismauer 27 (durch G. BERTHOLD und A. PETER).

Minder, F., cand. rer. nat., in **Freiburg i. B.**, Albertstr. 44 (durch F. OLTMANNS und H. KNIEP).

Zu ordentlichen Mitgliedern sind proklamiert die Herren:

Yamanouchi, Dr. **Schiges**, z. Z. in **Chicago,**
Nahmacher, Dr. in **Spandau.**

Herr Obergärtner **W. Vorwerk** demonstrierte eine Anzahl weißblühender *Clianthus puniceus* und bemerkte dazu folgendes:

Im Jahre 1906 befruchtete ich im Berliner Bot. Garten den scharlachrotblühenden *Clianthus puniceus* mit der weißblühenden *Swainsona galegifolia var. alba,* und erntete davon einige Samen.

Den Samen säete ich im Februar 1907 aus und veredelte die eben aufgegangenen jungen Sämlinge auf ebensolche Sämlinge von *Colutea arborescens.* Die jungen veredelten Pflanzen wuchsen heran, blühten aber im Jahre 1907 noch nicht. Ich sagte mir deshalb, daß die von mir vorgenommene Kreuzung ohne Erfolg geblieben sei, und das Resultat auch nichts anderes als *Clianthus puniceus* sei. Im März 1908 zeigten sich aber bei den jungen veredelten Pflanzen die ersten Blüten, welche nicht scharlachrot, wie die Mutterpflanze, sondern eine grünlichweiße Blütenfarbe, also die Blütenfarbe des Vaters: *Swainsona galegifolia vor. alba* zeigten. Da nun solche Kreuzungsversuche nicht immer von Erfolg gekrönt sind, so glaubte ich, daß es von Interesse sei, das Resultat dieses Versuches bekannt zu geben.

Einladung
zur
Generalversammlung
der
Deutschen Botanischen Gesellschaft.

Die Mitglieder der Deutschen Botanischen Gesellschaft werden hiermit zur Teilnahme an der am

Freitag, den 7. August, vormittags 9 Uhr, in Strassburg i. E.

im Hörsaale des Botanischen Instituts stattfindenden Generalversammlung eingeladen. Außer den durch § 15 des Reglements vorgeschriebenen Punkten der Tagesordnung wird über die Satutenänderung beraten werden. Ein Entwurf der neuen Statuten, der von der in Dresden gewählten Kommission ausgearbeitet worden ist, gelangt nachstehend zum Abdruck.

Da, wie im vorigen Jahre in Dresden, auch in Straßburg die Deutsche Botanische Gesellschaft gleichzeitig mit den Vertretern der angewandten Botanik und der freien Vereinigung der Systematiker und Pflanzengeographen tagen wird, ist auf Wunsch vieler Mitglieder beschlossen worden, dem nächsten Hefte ein gemeinsames Programm aller drei Gesellschaften beizugeben. In diesem Programm wird alles Nähere über Zeit und Ort der Vorträge, Exkursionen usw. bekannt gegeben werden.

Bericht der Kommission für die Revision der Satzungen nebst Begründung des beigegebenen neuen Entwurfes der in Strassburg zu beratenden Satzungen.

Die in der Generalversammlung zu Dresden erwählte Kommission zur Revision der Satzungen hat zwei Sitzungen in Berlin abgehalten. In der ersten Sitzung wurde nach reiflicher Überlegung der Beschluß gefaßt, daß an alle Mitglieder die Aufforderung ergehen sollte, zu bestimmten Fragen, welche sich auf die Organisation der Gesellschaft bezogen, Stellung zu nehmen. Auf dieses Zirkular ist eine Anzahl von Antworten eingelaufen, von denen viele wertvolles Material enthielten, das einer Beratung der Satzungen zugrunde gelegt werden konnte. Wenn auch nicht alle Antworten zu sämtlichen Fragen Stellung genommen haben, so ließ sich doch die Stimmung, welche über die einzelnen Punkte herrscht, sehr gut erkennen. Mit Berücksichtigung aller der von den Mitgliedern gegebenen Anregungen wurde dann in der zweiten Sitzung der Kommission ein Entwurf fertig gestellt, zu dessen Begründung die Kommission den Mitgliedern die folgenden Erwägungen unterbreitet.

Für die Verwaltung der Gesellschaft, namentlich in Vermögensfragen, wurde es für notwendig erachtet, ihr eine bestimmte rechtliche Stellung nach den Vorschriften des Bürgerlichen Gesetzbuches zu geben. Die Gesellschaft soll deshalb in das Vereinsregister eingetragen werden, zu welchem Zweck eine Anzahl von Paragraphen neu eingefügt und neu gefaßt werden mußte.

Was nun die in dem Zirkular gestellten Fragen betrifft, so konnten von vornherein die nach Schaffung besonderer Einnahmequellen und nach Veröffentlichung besonderer Abhandlungen und Erteilung von Preisen verneint werden; dementsprechend hat inbezug auf die beiden letzten Punkte der neue Entwurf seine Fassung erhalten.

Fast allgemein hat man seine Zufriedenheit mit dem jetzigen Zustande der Berichte ausgesprochen; nur gingen die Wünsche auseinander, ob die jetzige Beschränkung der Mitteilungen auf 8 Druckseiten zu mildern sei oder nicht. Die Kommission hat sich für eine mildere Handhabung entschieden. Die weiter ausgedrückten Wünsche nach einer Ausdehnung und Verbesserung der Berichte werden von dem Vorstande gewiß gern erfüllt werden, sobald das notwendige Geld dafür zur Verfügung steht. Auf der anderen Seite sind Stimmen laut geworden, welche die Ersetzung der lithographischen Tafeln durch gute, mechanische Reproduktionen fordern. Diesem Verlangen ist nach Erneuerung des Vertrages mit der Verlagsbuchhandlung von seiten des Sekretärs bereits in vielen Fällen entsprochen worden, und der weiteren Anwendung von Textfiguren würde nichts im Wege stehen, wenn die Verfasser Vorlagen liefern würden, welche sich für die mechanische Reproduktion eignen. Bleistiftzeichnungen sind für diesen Zweck nur in Ausnahmefällen tauglich; die Umzeichnung einer solchen nicht reproduktionsfähigen Vorlage würde andererseits der Gesellschaft so hohe Kosten verursachen, daß damit die Höhe der Tafelkosten erreicht würde. Soll also nach der Richtung der Abbildungen Sparsamkeit eintreten, so müssen die Verfasser dafür sorgen, daß nur Zeichnungen geliefert werden, welche für nichtlithographische Reproduktion geeignet sind.

Da sich also an dem jetzigen Zustande der Berichte kaum wesentlich sparen läßt, es im Gegenteil sogar höchst wahrscheinlich ist, daß die Herstellungskosten sich bei der allgemeinen Teuerung noch vergrößern, so war die Frage berechtigt, ob nicht durch eine Erhöhung der Mitgliederbeiträge die Finanzen der Gesellschaft gekräftigt werden sollen. Durch die Kosten der Festschrift und des Inhaltverzeichnisses sind die flüssigen Reservekapitalien aufgezehrt worden. Sollten sich also die Kosten der Berichte einmal zufällig erhöhen, so würden mit Sicherheit Fehlbeträge zu erwarten sein. Dazu kommt, daß die Kosten der Verwaltung sich beträchtlich erhöhen werden. Bewilligt ist bereits eine Bureauhilfskraft für den Schatzmeister im Betrage von 300 M., da sich sonst niemand gefunden hätte, der dieses arbeitsreiche Amt übernehmen wollte. Ferner müssen die Bezüge für den Sekretär wesentlich erhöht werden, da die Anforderungen, welche die Redaktion der Berichte inbezug auf die von allen Mitgliedern gewünschte Pünktlichkeit im Erscheinen stellt, sich im Laufe der Zeit bedeutend erhöht haben. Andere Gesellschaften bezahlen für die Redaktion ihrer Schriften das Doppelte unseres jetzigen Satzes von 600 M. und mehr.

Naturgemäß schwanken die Ausgaben in den einzelnen Jahren etwas. Wenn deshalb das Jahr 1907 mit einem Überschuß von über 1000 M. abgeschlossen hat, so liegt kein Grund vor, deshalb die Finanzlage der Gesellschaft als günstig zu betrachten. Bereits in diesem Jahre würde ein etwa wieder auftretender Überschuß vollständig aufgezehrt werden durch die Mehrkosten für Schatzmeister und Sekretär und durch die bereits erfolgte Drucklegung eines Florenberichtes. Die dafür erforderlichen Summen übersteigen 1000 M. bei weitem. Soweit sich übersehen läßt, hat die Gesellschaft von diesem Jahre an jährliche Mehrkosten von über 1000 M. zu erwarten; diese Beträge müssen neu aufgebracht und können durchaus nicht etwa durch Ersparnisse erzielt werden. Infolgedessen ist die Erhöhung der Mitgliederbeiträge als unbedingt notwendig erachtet worden.

In den auf das Zirkular erfolgten Zuschriften wurde die Erhöhung fast allgemein gutgeheißen, aber die Meinungen waren geteilt, ob an dem höheren Beitrag der Berliner festzuhalten sei oder nicht. Die Kommission hat deshalb diese Frage besonders eingehend erörtert und ist dabei einstimmig zu dem Resultat gekommen, daß an der Differenzierung der Berliner Mitglieder nicht festgehalten werden kann, sondern daß der Betrag gleichmäßig auf 20 M. festzusetzen ist. Eine Erhöhung der Beiträge der auswärtigen Mitglieder auf 20, der Berliner auf 25 M. kann deswegen nicht empfohlen werden, weil diese Steigerung für Berlin den Eintritt jüngerer Botaniker, der uns so sehr nottut, direkt verhindern würde, denn schon heute hält viele junge Leute der hohe Beitrag vom Eintritt ab. Man darf wohl als richtig annehmen, daß die vor 25 Jahren erfolgte Festsetzung eines um 5 M. höheren Beitrages für die Berliner Mitglieder von der Meinung ausging, daß die monatlichen Sitzungen durch Lokalvergütungen, Licht und Feuerung, Inserate und ähnliches die Kasse der Gesellschaft belasten würden. Das ist aber nicht im geringsten der Fall; die Sitzungen sind frei von Sonderkosten, und es fehlt daher auch der nächstliegende Grund, an den erhöhten Beiträgen für Berlin festzuhalten. Es blieb also nur eine Erhöhung der Beiträge der auswärtigen Mitglieder übrig.

Nun wird zwar vielfach behauptet, daß die Berliner Mitglieder infolge der in Berlin regelmäßig stattfindenden Sitzungen, infolge des sich daraus unter ihnen entwickelnden anregenden Verkehrs, kurz deshalb, weil sie eben an der „Quelle säßen“, besser gestellt seien als die auswärtigen. Dabei übersieht man aber, daß der Besuch der Sitzungen Zeit erfordert, die in Berlin, infolge der weiten Entfernungen, kostbarer ist als auswärts, daß Gelegenheit zu anregendem Verkehr unter den Fachgenossen noch vielfach in anderer und besserer Weise als durch die Sitzungen der D. B. G. geboten wird, daß endlich die ganze Arbeitslast des Referierens der eingegangenen Arbeiten und der gesamten Verwaltung ausschließlich auf den Schultern der Berliner ruht. Ein Grund, sie für ihre Leistung für die Gesellschaft noch fernerhin durch Erhebung höherer Beiträge zu differenzieren, liegt also nicht vor; ja es steht bei Fortdauer des jetzigen Zustandes zu befürchten, daß sich die jüngeren arbeitskräftigen Elemente unter den Berliner Mitgliedern verstimmt von der Geschäftsführung ganz zurückziehen könnten. Damit würde der Gesellschaft schwerer Schaden zugefügt werden. Die auswärtigen Mitglieder sollten sich einmal die Frage vorlegen, wer denn bei dem jetzigen Zustande die größeren Annehmlichkeiten genießt. Sind es nicht Vorteile für sie, wenn sie sich nicht um die Geschäftsführung zu kümmern brauchen, wenn sie ihre Mitteilungen pünktlich referiert und gedruckt erhalten, wenn ihnen die Berichte mit größter Pünktlichkeit zugehen, und wenn ein etwaiges Defizit von den höheren Beiträgen der Berliner gedeckt wird? Für alle diese doch nicht zu unterschätzenden Annehmlichkeiten sollte den auswärtigen Mitgliedern das kleine Opfer von 5 M. nicht zu hoch sein. Die Berliner wären gern bereit, ihnen einen Teil der Ehre der Verwaltung zu überlassen; da sich aber für Übernahme von Arbeiten seitens der auswärtigen Mitglieder keine einzige Stimme ausgesprochen hat, so mußte von Reformen nach dieser Richtung hin Abstand genommen werden.

Über Begründung von auswärtigen Ortsgruppen sind die Meinungen sehr geteilt. Allgemein scheint man die darauf bezüglichen Fragen dahin verstanden zu haben, als ob damit eine Aufteilung der Gesellschaft in Kreise oder Provinzen beabsichtigt würde (vgl. die Leopoldinische Akademie). Das war die Absicht der Fragen nicht, sondern es sollte nur festgestellt werden, ob in größeren botanischen Zentren das Bedürfnis vorhanden sei, daß die dort ansässigen Mitglieder der Gesellschaft sich im Jahre mehrmals zu Vorträgen oder wissenschaftlicher Aussprache zusammenfinden. Von solchen Ortsgruppen versprach die Kommission sich Anregung und Förderung der Ziele der Gesellschaft. Die Kommission hat, gestützt auf eine Anzahl bejahender Zuschriften, beschlossen, die Möglichkeit der Bildung von Ortsgruppen offen zu lassen, damit wenigstens der Versuch dazu gemacht werden könne.

Eine wichtige Sorge war, wie der häufig vorkommenden Beschlußunfähigkeit der Generalversammlung begegnet werden könnte. Zum Teil beruht sie auf der Interesselosigkeit vieler Mitglieder, zum Teil aber wohl darauf, daß auf unseren Generalversammlungen bisher nicht „viel los war“. Die Kommission macht deshalb den Vorschlag, die bisher in der Generalversammlung stattfindenden Wahlen, welche eine gewisse Eintönigkeit mit sich brachten, zu einer geheimen Abstimmung unter sämtlichen Mitgliedern umzugestalten. Zur Vorbereitung dieser und der Berliner Wahlen wird deshalb die Einsetzung einer besonderen Kommission vorgesehen, welcher gleichzeitig die Festsetzung des Programmes für die Generalversammlungen obliegt.

Endlich hat sich die Kommission auch damit beschäftigt, wie das allgemein gewünschte engere Zusammengehen der drei bestehenden botanischen Gesellschaften zu fördern sei. Eine Vereinigung der drei Gesellschaften zu einer einzigen ist nicht zu empfehlen; das könnte nur ein Ziel sein, welches sich nach einem längeren einmütigen Zusammenwirken einmal als wünschenswert ergeben könnte. Man überläßt das am besten der historischen Entwicklung. Dagegen erscheint das gemeinsame Tagen der Generalversammlungen erstrebenswert und erreichbar; deshalb soll die Kommission für die Vorbereitung der Wahlen und der Generalversammlung auch gleichzeitig die Aufgabe haben, mit den beiden anderen Gesellschaften Fühlung nach der angedeuteten Richtung hin zu suchen.

Die übrigen Abänderungen, welche die Kommission an den Satzungen und an der Geschäftsordnung getroffen hat, bedürfen kaum einer ausführlicheren Begründung, da sie teils nur Festlegung eines schon bestehenden Brauches bedeuten, teils nur Fortbildungen bereits vorhandener Anfänge darstellen.

Berlin, im April 1908.

Die Kommission zur Revision der Satzungen.

L. Kny. G. Lindau. O. Drude. G. Volkens. E. Zacharias.

Satzungen der D. B. G.

I. Zweck und Wirksamkeit.

§ 1. Um die Entwicklung der Botanik zu fördern, ist eine Vereinigung der deutschen Botaniker zu einem großen kollegialen Verbande unter dem Namen:

„Deutsche Botanische Gesellschaft“

gebildet worden.

§ 2. Die Deutsche Botanische Gesellschaft hat ihren Sitz in Berlin und soll in das Vereinsregister des Kgl. Amtsgerichtes Berlin C eingetragen werden.

§ 3. Die gerichtliche und außergerichtliche Vertretung der Gesellschaft erfolgt durch den Vorsitzenden des Berliner Vorstandes. (Vgl. dazu die §§ 17, 3—6 und 23.)

§ 4. Die Gesellschaft soll einen anregenden und wirksamen Mittelpunkt für die wissenschaftlichen Bestrebungen auf dem Gesamtgebiete der Botanik in Deutschland bilden.

§ 5. Sie veranstaltet, um diesen Zweck zu erreichen:

1. alljährlich eine Generalversammlung aller Mitglieder, tunlichst abwechselnd in einer Stadt im Süden und Norden Deutschlands;
2. regelmäßige wissenschaftliche Zusammenkünfte an ihrem Sitz in Berlin.
3. An anderen botanischen Zentren bietet sie ihren Mitgliedern Gelegenheit, sich zu Ortsgruppen zusammenzuschließen.

§ 6. Die Gesellschaft soll ihre Wirksamkeit ausüben:

1. durch Herausgabe von regelmäßig erscheinenden Berichten;
2. durch Anregung und Förderung von Untersuchungen auf dem Gebiete der Botanik, der allgemeinen sowohl, wie der speziellen, insbesondere der auf die Erforschung der Flora von Deutschland gerichteten.

II. Mitglieder.

§ 7. Die Gesellschaft besteht aus:

1. Ehrenmitgliedern,
2. korrespondierenden Mitgliedern,
3. ordentlichen Mitgliedern[1]).

§ 8. Zu Ehrenmitgliedern sollen der Regel nach nur ausländische Botaniker von anerkanntem wissenschaftlichen Verdienste ernannt werden, außerdem Gelehrte aus anderen Fächern und Männer in angesehener Stellung, welche der Botanik wesentliche Dienste geleistet haben. — Die Zahl der Ehrenmitglieder darf 25 nicht übersteigen.

§ 9. Zu korrespondierenden Mitgliedern sollen der Regel nach gleichfalls nur ausländische Botaniker ernannt werden, von denen es wünschenswert ist, daß sie mit der Gesellschaft in Verbindung treten. — Ihre Zahl ist unbeschränkt.

§ 10. Ordentliche Mitglieder können nur Personen werden, welche sich wissenschaftlich mit Botanik oder einer verwandten Disziplin beschäftigen oder an den Arbeiten der Gesellschaft Interesse nehmen und dieselben durch ihre Mitwirkung fördern wollen.

---

[1]) Laut Beschluß der Generalversammlung zu Wiesbaden vom 17. September 1887 werden außerordentliche Mitglieder nicht mehr aufgenommen.

§ 11. Wer der Gesellschaft als ordentliches Mitglied beizutreten wünscht, muß von zwei Mitgliedern dem Vorstande vorgeschlagen werden. Die Namen des Gemeldeten und der Vorschlagenden werden vom Vorstande durch die Berichte zur Kenntnis der Mitglieder gebracht. Wenn binnen drei Wochen kein Widerspruch erfolgt, so wird der Gemeldete durch die Berichte als Mitglied bekannt gegeben. Etwaige Einwendungen sind innerhalb obiger Frist an den Vorstand zu richten, der über die Zulässigkeit des Einspruches entscheidet.

§ 12. Der jährliche Beitrag beträgt für alle ordentlichen Mitglieder 20 M. Durch einmalige Zahlung von 200 M. wird die lebenslängliche Mitgliedschaft erworben.

§ 13. Das Stimmrecht bei den Wahlen und bei der Beschlußfassung über alle inneren geschäftlichen Angelegenheiten der Gesellschaft wird von den ordentlichen Mitgliedern ausgeübt. An allen wissenschaftlichen und geschäftlichen Verhandlungen in den Sitzungen nehmen sämtliche Mitglieder in gleicher Weise teil.

§ 14. Die Ehrenmitglieder und ordentlichen Mitglieder erhalten unentgeltlich die von der Gesellschaft herausgegebenen Berichte.

§ 15. Die Gesellschaft erteilt an ihre Mitglieder Mitgliedsurkunden, welche die Unterschriften des jeweiligen Präsidenten und Vorsitzenden tragen.

III. Geschäftsführung.

§ 16. Die Geschäftsführung der Gesellschaft liegt dem Vorstande ob, welchem ständige Kommissionen und ein Ausschuß zur Seite stehen. — Bei Erledigung der Geschäfte wird der Vorstand durch einen besoldeten Sekretär unterstützt.

§ 17. Der Gesamtvorstand besteht aus:

1. einem Präsidenten, welcher den Vorsitz in allen Sitzungen der Generalversammlung führt,
2. einem Stellvertreter des Präsidenten,
3. einem Vorsitzenden der regelmäßigen wissenschaftlichen Sitzungen in Berlin,
4. zwei Stellvertretern desselben,
5. drei Schriftführern,
6. einem Schatzmeister.

Die unter 3—6 genannten Personen bilden den in Berlin ansässigen, geschäftsführenden Vorstand.

§ 18. Die Wahl eines Ehrenpräsidenten der Gesellschaft auf Lebenszeit ist zulässig. Die Wahl erfolgt in der Generalversammlung, nachdem mindestens 4 Wochen vorher ein von 15 Mitgliedern unterzeichneter Antrag ordnungsgemäß beim Vorstande eingereicht worden ist, in geheimer Abstimmung mit einfacher Mehrheit. Der Ehrenpräsident hat Sitz und Stimme im Vorstand.

§ 19. Als ständige Kommissionen sollen gebildet werden:

1. eine Redaktionskommission, welche aus dem Vorsitzenden der regelmäßigen wissenschaftlichen Sitzungen in Berlin, den drei Schriftführern und drei gewählten Mitgliedern besteht;
2. eine aus fünf ordentlichen Mitgliedern bestehende Kommission zur Vorbereitung der Wahlen und der Generalversammlung.

§ 20. Der Ausschuß besteht aus 15 ordentlichen Mitgliedern, von denen höchstens 5 in Berlin wohnhaft sein dürfen. Demselben sollen alle wichtigen an die Gesellschaft herantretenden Vorlagen zur Begutachtung vorgelegt werden. Eine Abstimmung über dieselben in der Gesellschaft ist erst nach Berichterstattung seitens des Präsidenten über die eingegangenen Gutachten der Ausschußmitglieder zulässig.

IV. Wahlen.

§ 21. Wählbar zu Vorstandsmitgliedern sind nur die ordentlichen Mitglieder der Gesellschaft. — Wiederwahl ist zulässig.

§ 22. Die Wahl des Präsidenten, seines Stellvertreters, der Ausschußmitglieder, der Ehrenmitglieder und korrespondierenden Mitglieder erfolgt durch schriftliche Abstimmung aller Mitglieder. Die Kommission für die Wahlen sorgt dafür, daß die Vorschläge den Mitgliedern so zeitig übermittelt werden, daß die Stimmzettel bis Anfang Dezember wieder in Händen der Kommission sein können. Das Ergebnis der Wahlen ist in der Dezembersitzung bekannt zu geben.

§ 23. Die Wahl des Berliner Vorstandes und der ständigen Kommissionen erfolgt in der Oktoberversammlung in Berlin durch Zettelwahl.

§ 24. Die Amtsdauer des Präsidenten und seines Stellvertreters, des Ausschusses und der in Berlin zu wählenden Mitglieder des Berliner Vorstandes, sowie der Redaktionskommission und der Kommission für die Wahlen erstreckt sich auf ein Jahr, vom 1. Januar des auf die Wahl folgenden Jahres an gerechnet.

§ 25. Bei den schriftlichen Wahlen entscheidet die relative Mehrheit, bei Stimmengleichheit das Los.

Bei allen anderen Wahlen, die durch Zettel erfolgen, entscheidet die absolute Mehrheit.

§ 26. Für die Wahl von Ehrenmitgliedern und korrespondierenden Mitgliedern ist ein mit schriftlicher Motivierung und 15 Unterschriften von ordentlichen Mitgliedern versehener Antrag bis zum 1. Juli an den Vorstand zu richten.

V. Generalversammlung.

§ 27. Jede Generalversammlung bestimmt Ort und Zeit der nächsten Generalversammlung.

VI. Satzungsänderungen.

§ 28. Änderungen an den Satzungen können nur durch Beschluß der Generalversammlung mit Zweidrittel-Mehrheit der Anwesenden erfolgen, wenn sie vom Vorstande oder mindestens 15 ordentlichen Mitgliedern beantragt sind. Diese Anträge müssen, begründet, spätestens drei Monate vor der Generalversammlung eingereicht und spätestens zwei Monate vor der Generalversammlung in den Berichten der Gesellschaft veröffentlicht sein.

VII. Austritt aus der Gesellschaft.

§ 29. Der Austritt aus der Gesellschaft erfolgt auf ausdrückliche Erklärung oder infolge verweigerter Zahlung der Beiträge.

§ 30. Sollte der Vorstand gegen das fernere Verbleiben eines Mitgliedes in der Gesellschaft erhebliche Bedenken tragen, so hat er nach Verständigung mit dem Ausschuß das Recht, demselben den Austritt nahezulegen.

§ 31. Tod oder Austrittserklärung oder Ausschluß eines Mitgliedes oder Konkurs über das Vermögen eines Mitgliedes begründen keinen Anspruch an das Vermögen der Gesellschaft.

VIII. Auflösung der Gesellschaft.

§ 32. Die Auflösung kann nur erfolgen, wenn sie von mindestens 50 ordentlichen Mitgliedern beantragt ist, und wenn der Antrag nach den für Satzungsänderungen gültigen Vorschriften dem Vorstande und den Mitgliedern zur Kenntnis gebracht und auf der Generalversammlung, falls in derselben mindestens 50 ordentliche Mitglieder anwesend sind, durch Zweidrittel-Mehrheit angenommen ist. Dieser Beschluß bedarf der Gültigkeitserklärung durch schriftliche Abstimmung sämtlicher Mitglieder und wird erst ausführbar, wenn von den eingehenden Stimmen zwei Drittel dafür sind.

§ 33. Die Bestimmungen über die Verwendung des nach Ablösung aller Verpflichtungen verbleibenden Vermögens werden alsdann von derselben Generalversammlung mit absoluter Stimmenmehrheit getroffen. Der Beschluß erlangt erst nach erfolgter Genehmigung der Auflösung Giltigkeit.

Geschäftsordnung für die Verwaltung, Versammlungen, Veröffentlichungen und Kommissionen.

A. Geschäftsführung.

(Satzungen § 16—20.)

I. Der Vorstand.

§ 1. Der Vorstand hat alle auf die Gesellschaft bezüglichen Angelegenheiten wahrzunehmen und deren satzungsgemäße Behandlung zu veranlassen. Er vertritt die Gesellschaft nach außen.

§ 2. Die Sitzungen des Vorstandes finden nach Bedürfnis statt und werden durch den Vorsitzenden anberaumt. Sämtliche zurzeit in Berlin anwesende Mitglieder sind dazu einzuladen.

§ 3. Der schriftlich geäußerte Wunsch dreier Mitglieder, welche dem Vorstande, dem Ausschuß oder einer Kommission angehören, verpflichtet den Vorsitzenden, innerhalb 8 Tagen nach Empfang des Antrages eine Sitzung des Vorstandes anzuberaumen.

§ 4. Der Vorstand ist bei Anwesenheit von 4 Mitgliedern beschlußfähig und faßt seine Beschlüsse mit absoluter Mehrheit. Bei Stimmengleichheit entscheidet die Stimme des Vorsitzenden.

§ 5. Vorsitz. Wenn weder der Präsident oder sein Stellvertreter in der Generalversammlung, oder wenn weder der Vorsitzende noch einer seiner Stellvertreter in den regelmäßigen wissenschaftlichen Sitzungen in Berlin anwesend sind, so übernimmt ein anderes Vorstandsmitglied den Vorsitz.

II. Schriftführer.

§ 6. Die Amtspflichten der Schriftführer sind:

a) Erledigung des Briefwechsels,
b) Führung der Protokolle,
c) Bekanntgabe der eingelaufenen Mitteilungen.

III. Schatzmeister.

§ 7. Der Schatzmeister verwaltet das Vermögen der Gesellschaft und versieht alle auf die Einnahmen und Ausgaben bezüglichen Geschäfte.

Für seine Geschäftsführung ist er dem Vorstande verantwortlich. Zur Unterstützung kann ihm eine bezahlte Beihilfe gestellt werden.

§ 8. Voranschlag. Alljährlich bis Ende Juni hat der Schatzmeister den Voranschlag des laufenden und den Rechnungsabschluß des vorhergehenden Jahres aufzustellen. Die Prüfung erfolgt durch zwei vom Vorstande zu ernennende Kassenprüfer, die ihrerseits das Ergebnis ihrer Prüfung bis Ende Juli dem Vorsitzenden mitzuteilen haben.

§ 9. Der geprüfte Rechnungsabschluß für das vorhergehende und der Voranschlag für das laufende Jahr werden vom Schatzmeister selbst oder in seiner Verhinderung von einem anderen Mitgliede des Vorstandes in der Generalversammlung vorgelegt. Nach erfolgter Entlastung bzw. Genehmigung durch die Versammlung werden beide in dem Bericht über die Generalversammlung veröffentlicht.

§ 10. Jahresbeiträge. Sie sind im Januar jeden Jahres, von den im Laufe des Jahres neu aufgenommenen Mitgliedern innerhalb vier Wochen nach erfolgter Annahme zu leisten. Die Berichte und die sonstigen Veröffentlichungen der Gesellschaft gehen den Mitgliedern erst nach erfolgter Zahlung der Jahresbeiträge zu.

§ 11. Rückständige Beiträge ist der Schatzmeister befugt, vom 1. April an einzumahnen und vom 1. Mai an auf Kosten der Säumigen durch Postnachnahme zu erheben.

Verweigerung der Zahlung wird als Austrittserklärung betrachtet.

IV. Redaktionskommission.

§ 12. Die Redaktionskommission prüft die für die Berichte und Abhandlungen einlaufenden Beiträge und entscheidet über ihre Annahme oder Ablehnung.

V. Kommission für die Wahlen.

§ 13. Die Kommission für die Wahlen hat die Vorschläge für die durch schriftliche Abstimmung aller Mitglieder und für die in der Berliner Hauptversammlung vorzunehmenden Wahlen zu machen und sie dem Vorstande mitzuteilen.

Gleichzeitig liegt ihr auch — im Zusammenwirken mit dem Präsidenten und zu dessen Unterstützung — die rechtzeitige Feststellung des Programms für die Generalversammlung ob.

V. Sekretär.

§ 14. Der besoldete Sekretär der Gesellschaft wird vom Vorstande auf ein Jahr gewählt und verpflichtet. Ihm liegt die Bearbeitung der Protokolle und Drucklegung der Berichte, Führung der Mitgliederlisten, sowie die Ausführung derjenigen Geschäfte der Gesellschaft ob, welche ihm vom Vorstande übertragen werden.

B. Versammlungen.

§ 15. Die Generalversammlung findet alljährlich an dem von der vorhergehenden Versammlung bestimmten Orte und zu der von ihr festgesetzten Zeit statt.

§ 16. In der Generalversammlung kommen in nachfolgender Reihenfolge zur Erledigung:

a) Der Jahresbericht durch den Präsidenten,

b) Rechnungsabschluß und Voranschlag (§ 9),

c) die Nekrologe der verstorbenen Mitglieder,

d) die während des vorhergehenden Jahres an die Gesellschaft herangetretenen geschäftlichen Mitteilungen und Anträge, welche eines Beschlusses der Gesellschaft durch Abstimmung bedürfen. Dieselben sind in einem der Generalversammlung spätestens 4 Wochen vorhergehenden Hefte der Berichte durch den Vorstand zur Kenntnis der Mitglieder zu bringen, wenn nicht ein früherer Zeitpunkt in den Satzungen festgesetzt ist (Satz. § 28).

e) Mitteilungen über die Tätigkeit der Ortsgruppen,

f) die geschäftlichen Angelegenheiten, welche aus der Mitte der Versammlung in Anregung gebracht werden. Diese sind dem Präsidenten vor der Sitzung anzukündigen.

g) die wissenschaftlichen Mitteilungen von Mitgliedern oder anderen Gelehrten. Diese können mündlich gemacht oder schriftlich eingereicht werden: im letzteren Falle wird nur der Titel der Abhandlung in der Versammlung bekannt gegeben.

h) Wahl des Ortes und der Zeit für die nächste Generalversammlung, in möglichstem Anschluß an die Generalversammlungen wissenschaftlich nahestehender Gesellschaften.

§ 17. Die Kommission für die Wahlen hat im Einverständnis mit dem Präsidenten und dem Vorstande das Programm für die Generalversammlung zu entwerfen, das den Mitgliedern spätestens 4 Wochen vor der Versammlung zugehen muß.

§ 18. Die regelmäßigen wissenschaftlichen Sitzungen in Berlin finden am letzten Freitag in jedem Monat statt, fallen jedoch in den Monaten August und September aus.

Sie sind für wissenschaftliche Mitteilungen jeder Art, auch solche, die nicht zur Veröffentlichung in den Berichten gelangen sollen, bestimmt; desgleichen für solche geschäftlichen Mitteilungen, die keinen Beschluß der Gesellschaft durch Abstimmung verlangen.

§ 19. Die wissenschaftlichen Versammlungen der Ortsgruppen sollen mehrmals im Jahre stattfinden. Die Bildung einer Ortsgruppe ist nur zulässig, wenn sich mindestens 8 Mitglieder der Gesellschaft zu einer solchen zusammenschließen. Die Mitteilungen der Ortsgruppen gehen zur Veröffentlichung an die Redaktionskommission und brauchen nicht mehr in Berlin zur Verlesung gebracht zu werden.

C. Veröffentlichungen.

Diese sind:

I. Berichte über die regelmäßigen wissenschaftlichen Sitzungen in Berlin.

§ 20. Die Berichte sollen regelmäßig vor der nächsten Sitzung zur Versendung an die Mitglieder gelangen.

§ 21. Geschäftliche Mitteilungen. Diejenigen geschäftlichen Mitteilungen, welche einen Beschluß der Gesellschaft verlangen, sind in den Berichten nach den Bestimmungen des § 16d zur Veröffentlichung zu bringen. Über die Aufnahme anderweitiger geschäftlicher Mitteilungen in die Berichte entscheidet der Vorsitzende.

§ 22. Wissenschaftliche Mitteilungen. Die zur Veröffentlichung in den Berichten bestimmten wissenschaftlichen Mitteilungen dürfen den Umfang von 8 Druckseiten in der Regel nicht überschreiten und sind mit dem Datum des Eingangs zu versehen. Ausnahmen davon sind auf Antrag beim Vorsitzenden zulässig, der nach Anhörung der Redaktionskommission über diese besonderen Fälle entscheidet.

Sie müssen spätestens 8 Tage vor der Sitzung, in deren Bericht sie erscheinen sollen, vollständig druckreif im Manuskript dem Vorsitzenden eingereicht werden. Dies gilt auch für die Manuskripte zu den Mitteilungen der persönlich in der Sitzung anwesenden Mitglieder.

Arbeiten von Nichtmitgliedern können nur Aufnahme finden. wenn ein Mitglied dies befürwortet.

§ 23. Die eingegangenen Manuskripte verteilt der Vorsitzende nach seinem Ermessen an die Mitglieder der Redaktionskommission oder im Bedürfnisfalle an andere ordentliche Mitglieder, welche verpflichtet sind, noch vor der Sitzung, für welche das Manuskript bestimmt ist, dem Vorsitzenden Bericht zu erstatten, ob dasselbe unbeanstandet veröffentlicht werden kann.

Die mit einem Referate betrauten Mitglieder sind verpflichtet, die ihnen zur Prüfung oder zur Berichterstattung vorgelegten Arbeiten bis zur Veröffentlichung als Manuskript zu betrachten.

§ 24. Die unbeanstandeten Manuskripte gelangen sodann ohne Verzug entweder durch den Verfasser selbst oder durch ein von ihm bestimmtes Mitglied der Gesellschaft zum Vortrag oder werden, falls der Verfasser hierüber keine Bestimmurg getroffen hat, von einem der Schriftführer zur Kenntnis der Versammlung gebracht. Ihre Veröffentlichung erfolgt in dem Berichte der betreffenden Sitzung, sofern nicht etwa in dieser selbst ihre Veröffentlichung durch Mehrheitsbeschluß der anwesenden Mitglieder noch beanstandet wird.

Eine Verzögerung in der Veröffentlichung einer Abhandlung darf nur eintreten, wenn die künstlerische Herstellung beigegebener Abbildungen in der vorgeschriebenen Zeit (§ 20) nicht ausführbar ist. Die Abbildungen werden sodann entweder nachgeliefert, oder die ganze Abhandlung erscheint in einem nächstfolgenden Hefte der Berichte.

§ 25. Die beanstandeten Manuskripte gehen an die Redaktionskommission, welche bis zur nächstfolgenden wissenschaftlichen Sitzung über ihre Annahme oder Ablehnung entscheidet und sich tunlichst mit dem Verfasser über die beanstandeten Punkte vorher zu verständigen sucht.

Ist die Beanstandung im Sinne der Annahme erledigt, so gelangt das Manuskript in der nächstfolgenden Sitzung zur Besprechung und zur Veröffentlichung in den Berichten.

Ist die Ablehnung beschlossen, so wird das Manuskript mit der betreffenden Benachrichtigung unverzüglich an den Verfasser zurückgesandt.

II. Berichte über die Generalversammlungen.

§ 26. Der Bericht über die Generalversammlung soll ein vollständiges Bild der Verhandlungen nach den Protokollen gewähren. Ausgeschlossen sind nur diejenigen geschäftlichen und wissenschaftlichen Mitteilungen, denen die Versammlung die Aufnahme ausdrücklich durch Mehrheitsbeschluß versagt.

§ 27. Der Bericht über die Generalversammlung soll ein mit besonderen Seitenzahlen versehenes Heft bilden, welches in Form und Druck in Übereinstimmung mit den Sitzungsberichten zur Ausgabe gelangt.

Die Veröffentlichung der wissenschaftlichen Arbeiten, welche in der Generalversammlung zum Vortrag gelangten, geschieht in den laufenden Berichten entsprechend dem Zeitpunkte des Einganges des Manuskripts.

§ 28. Die für die Veröffentlichung in diesem Bericht bestimmten wissenschaftlichen Mitteilungen dürfen gleichfalls in der Regel den Umfang von 8 Druckseiten nicht überschreiten (§ 22) und müssen, soll ihre Aufnahme erfolgen, spätestens einen Monat nach der Generalversammlung dem Präsidenten vollständig druckreif im Manuskript überreicht werden. Später eingehende Manuskripte können erst in späteren Heften zum Abdruck gelangen. Das Sitzungsheft kommt spätestens bis März des folgenden Jahres zur Ausgabe.

§ 29. Die Protokolle über die Verhandlungen in der Generalversammlung führt der Sekretär oder bei seiner Abwesenheit ein Schriftführer oder ein gewählter Protokollführer. Der Sekretär hat die Protokolle in druckreife Form zu bringen und sie vor der Veröffentlichung dem Präsidenten vorzulegen.

§ 30. Die sämtlichen auf den Bericht über die Generalversammlung bezüglichen Manuskripte und Protokolle werden von dem Präsidenten baldtunlichst, spätestens aber 8 Tage nach ihrem Eingange, dem Sekretär zur Veröffentlichung übermittelt.

III. Sonderabdrücke.

§ 31. Von allen Veröffentlichungen erhält der Verfasser auf Wunsch 50 Sonderabdrücke kostenlos. Nach Abkommen mit dem Verleger werden dieselben im allgemeinen ohne Umbruch des Satzes, ohne Änderung der Seitenzahlen und ohne besonderes Titelblatt geliefert. Jedoch können die Verfasser auf ihren Wunsch, wenn dies ausdrücklich auf dem Manuskript vermerkt ist, gegen Erstattung der Herstellungskosten eine größere Anzahl von Sonderabdrücken und dabei auch umbrochen, mit besonderen Seitenzahlen und besonderem Titelblatt versehen, erhalten.

D. Vermögen der Gesellschaft.

§ 32. Das Vermögen der Gesellschaft besteht aus einem eisernen Fonds von 5000 M., der nur in besonderen Fällen nach Beschlüssen der Generalversammlung angegriffen werden darf.

§ 33. Die Zinsen dieses Fonds, die Beträge für Erlangung der lebenslänglichen Mitgliedschaft und die etwa in einem Jahre erzielten Überschüsse sind solange anzusammeln, bis das Reservekapital eine Höhe von 10 000 M. erreicht hat. Dieser Fonds steht bei unvorhergesehenen Ausgaben zur Verfügung, muß aber stets von den Zinsen des eisernen Fonds wieder ergänzt werden. Alle über 10 000 M. hinausgehenden Summen sind für die Herausgabe der Berichte zu verwenden.

Mitteilungen.

33. T. F. Hanausek: Über das Perikarp von Humea elegans Sm.

(Mit Taf. IV.)

(Eingegangen am 1. April 1908.)

Bei meinen Arbeiten über die sogenannte Kohleschicht der Kompositen[1], die sich jetzt auf alle mir zugänglichen Gattungen erstrecken, habe ich auch die Frucht von *Humea elegans* Sm. zu untersuchen Gelegenheit gehabt und gefunden, daß das Perikarp einige anatomisch und stofflich sehr eigenartige Erscheinungen darbietet, worüber im folgenden berichtet wird.

Humea elegans Sm. (= *Calomeria amaranthoides* Vent., *Razumowia paniculata* Spreng.) ist ein zweijähriges, im südlichen Australien einheimisches Kraut[2]) mit pappuslosen, spindeligen, meist längs-

---

1) Vgl. diese Berichte 1902. S. 449—454; Wiener Sitzungsber. d. kais. Ak. d. Wiss. Math. Naturw. Kl. CXVI, Abt. 1, 1907. S. 3—31; Festschrift zu WIESNERs Jubiläum, Wien 1908, S. 139 ff.

2) ENGLER-PRANTL, Pflanzenfamilien. IV, 5. S. 192 (HOFFMANN). — DE CANDOLLE, Prodromus VI, p. 157. Über die Frucht heißt es daselbst: „Achaenium

gefurchten grünlichgrauen bis grünen Früchtchen, die 0,9—1,2 mm lang, 0,35—0,52 mm breit (und ebenso dick) sind und unter der Lupe zahlreiche lichte Erhabenheiten zeigen. Der Querschnitt ist rund oder, wo zufolge von Einschrumpfung Furchen verlaufen, unregelmäßig 3—6seitig. Die meisten Kompositen, deren Früchte nicht durch ein besonderes äußeres Deckmittel geschützt sind, wie *Xanthium, Sclerocarpus* u. a., besitzen im Perikarp eine Schicht mechanischer Zellen, die nach den Untersuchungen von HEINECK[1]) bestimmte Anordnungen zeigen, um die Festigkeit der Früchte gegen Zug, Druck und gegen das Biegen zu bewirken. HEINECK unterscheidet vier Typen dieser Anordnungen, richtiger gesagt drei Typen, bei denen die Bastzellbündel des Perikarps selbst den Schutz bewerkstelligen, während der vierte Typus durch die Faserzelle der Hülle repräsentiert wird. Während es also in der Regel Faserzellen sind, die die Festigkeit bedingen, finden wir bei *Humea* eine ganz andere Art von Zellen zur Erzeugung des mechanischen Schutzes. Die Früchte dieser Gattung scheinen überhaupt, soweit ich aus der mir zur Verfügung stehenden Literatur zu ersehen vermochte, noch nicht anatomisch untersucht worden zu sein; auch HEINECK, der zahlreiche Gattungen behandelt, erwähnt *Humea* nicht.

Am Querschnitt der Fruchtschale kann man vier Hauptschichten unterscheiden. Die Oberhaut (Fig. I, II, 1) besteht aus derbwandigen, im Querschnitte rechteckigen Zellen, deren Radialwände im Kalipräparat (I, 1) gleiche Mächtigkeit im ganzen Verlaufe besitzen, während sie nach Behandlung mit Chlorzinkjod, das die Oberhaut und das darunter liegende Gewebe violett färbt, gegen die Basis sich auffallend verschmälert zeigen (II, 1), somit ursprünglich keinen gleichartigen Verlauf besitzen. In der Flächenansicht erscheinen die Oberhautzellen gestreckt, im Umrisse rechteckig mit teils geraden, teils etwas gewundenen Längswänden (III, 1); stellenweise beobachtet man zwischen den Querwänden die Insertionsstellen der Zwillingstrichome (III, i). Da ich beabsichtige, über die Trichome einiger Kompositen eine besondere Arbeit — zur Ergänzung der Untersuchungen von SCHENK[2]) — zu veröffentlichen,

---

erostre, epapposum, glandulosum, glabrum.“ — Die Pflanze wird auch wegen ihrer braunroten, immortellenartigen Blumen (in großen, hohen Rispen) in unseren Gärten gebaut.

[1]) OTTO HEINECK, Beitrag zur Kenntnis des feineren Baues der Fruchtschale der Kompositen. Inaug.-Diss. Gießen. Leipzig 1890.

[2]) SCHENK, Zur Kenntnis des Baues der Früchte der Kompositen und Labiaten. Bot. Ztg. 1877, S. 409 ff.

so sei hier nur kurz erwähnt, daß die Trichome (III, t) dem allgemeinen Charakter der Kompositentrichome entsprechen, und aus je einem einzelligen und einem zweizelligen kurzen Haar mit breit abgerundeten Enden bestehen; ob ein Austritt der inneren (gallertigen) Verdickungsschichten stattfindet, unterliegt noch weiterer Beobachtung.

Die zweite, unter der Epidermis liegende Schicht, bei zahlreichen Kompositen als ein echtes distinktes Hypoderma anzusehen, ist ein Schleimgewebe. Um dessen zelluläre Natur wahrnehmen zu können, darf man weder in Wasser, noch in Glyzerin präparieren; Einlegen der Schnitte in Alkohol nützt aber auch nichts, weil die stark geschrumpften und aneinander gepreßten Gewebeschichten die Beobachtung der Details unmöglich machen. Am deutlichsten wird diese Schicht nach folgender Behandlung zu sehen sein. Das Präparat wird durch einige Minuten in salzsäurehaltigen Alkohol eingelegt, von diesem durch Absaugen befreit und hierauf in Methylenblau suspendiert. Es zeigt sich nun, daß das (blaugefärbte) Schleimgewebe aus rundlichen, ziemlich isodiametrischen dünnwandigen Zellen zusammengesetzt ist (III, 2), an deren Wänden gallertartige Massen angelagert sind, die das Lumen entsprechend verengern; außerdem sind Inhaltsstoffe in Gestalt von Körnern reichlich vorhanden, die auch bei der Verschleimung des Gewebes (durch heißes Wasser, Kalilauge) erhalten bleiben und in Kalilauge sich gelb färben. Das Schleimgewebe wird von sehr schmächtigen Gefäßbündeln mit zarten Spiroiden durchzogen (II, III, g).

Besondere Eigentümlichkeiten weist die dritte Schicht auf, die auch die Publikation dieser Untersuchung veranlaßte. Was an anderen Kompositenfrüchten als ein in bezug auf Mächtigkeit, Zellenfolge und Zellenlage verschieden ausgebildeter Bastfasermantel entwickelt ist, tritt bei *Humea* als eine einreihige Schicht brauner undurchsichtiger, 25—34,5 μ hoher und an der Basis 20,7—25,5 μ breiter Kuppenzellen auf, die wie eine festzusammenhängende Kapsel die übrigen Perikarpteile und den Samen umschließen. Die Zellen besitzen die Gestalt eines Kegels mit steilen Seiten, der an dem dem Schleimgewebe zugewendeten Ende durch eine Kugelkalotte abgeschlossen ist (I, II, 3). In Flächenpräparaten (III, 3) bilden die Basen der Kuppenzellen dickwulstige Polygone mit aufgesetzten durch die Präparation eingedrückten Kuppen, an den Rändern des Präparates treten die Seitenansichten hervor (III, 3 unten) und erinnern dann lebhaft an die Oberhautpapillen von samtartigen Blütenblättern.

Das Merkwürdigste aber ist, daß die eigentlichen Zellen in farblosen Kappen stecken (I, II, III m) und aus den Kappen leicht durch Druck oder schiefen Schnitt herausgehoben werden können. Am reichlichsten findet man diese Gewebestücke in Quetschpräparaten; Kuppenzellen in und außer den Kappen, letztere einzeln und im Zusammenhange und in Bruchstücken bedecken das Gesichtsfeld. Die Kappen sind farblos, glashell, vollkommen durchsichtig, dünnwandig, an der Oberfläche höchst fein punktiert — ob Körnchen oder Tüpfel diese Skulptur verursachen, vermag ich nicht zu entscheiden — sie sind spröde und gebrechlich (I, m), und werden wie Ölzellen[1]) von Safranin dauernd rot gefärbt. Legt man ein Quetschpräparat in Safranin und nach dem Auswaschen in Glyzerin, so leuchten die tiefrot gefärbten Kappen und deren Bruchstücke aus den übrigen mehr oder weniger farblosen Gewebstücken hervor. Um nun deutlich zu zeigen, daß die Kuppenzellen in den Kappen stecken, empfiehlt es sich, Chlorzinkjod anzuwenden und in Glyzerin zu konservieren. Eine Violettfärbung tritt nicht auf; nach einiger Zeit löst sich der Zellinhalt, der hauptsächlich aus Pigment besteht, es bleiben die ziemlich starken, zusammengezogenen und zerknitterten Zellwände zurück (IV, z), darüber die unveränderten, starren glashellen Kappen. Vielfältig sieht man Bruchstücke der Kappen an den Rudera des Schleimgewebes haften, die, obwohl beide farblos und hell, doch durch ihr stärkeres Lichtbrechungsvermögen und der sphärischen Begrenzung von dem Schleim sich scharf abheben.

Bevor ich noch meine Anschauung über das Wesen der Kappen mitteile, will ich zuerst die Beschreibung der Perikarpschichten abschließen.

Die von dem Kuppenzellmantel umschlossene vierte Perikarpschicht ist ein zartwandiges Parenchym, dessen erste zwei Reihen aus ziemlich großen, in Kali kubisch aufquellenden Zellen bestehen (I, II, 4a, b). In der zweiten Reihe führt jede Zelle einen Tafelkristall von Calciumoxalat, der stets so orientiert ist, daß man am Perikarpquerschnitt nur eine Schmalseite (I, 41), an Flächenansichten dagegen die Tafel oder eine Schieflage wahrnimmt (III, 4b). Die großen, zahlreichen, fast die Zelle ausfüllenden Kristalle sind meist sehr flache quadratische Prismen erster und zweiter Ordnung (110, 100, 001), mitunter unregelmäßig oder mit schwach gekrümmten Flächen entwickelt. Nach innen zu schrumpfen die Zellen in radialer Richtung zusammen und schließen mit einem nicht mehr gut auflösbaren Streifen ab.

---

[1]) Z. B bei den Kardamomen. Vgl. A. v. Vogl, Die wicht. veget. Nahrungs- und Genußmittel, Wien 1899, S. 447.

Die Samenschale zeigt zwei Zellreihen, deren erste an der freien Außenseite eine ziemlich mächtige faltigstreifige Kutikula besitzt und wie die nächste körnigen Inhalt führt. Die Embryonalzellen enthalten Aleuronkörner und reichlich Fett.

Wir kehren wieder zu den Kuppenzellen zurück. Es wurde oben schon bemerkt, daß durch Chlorzinkjod keine Violettfärbung erzielt wird; auch die Reaktion auf Gerbstoff und auf Lignin fällt negativ aus. Die Kappen werden auch von Methylenblau nicht gefärbt, wohl aber der Inhalt der Kuppenzellen; eine intensive Rotfärbung der Kappen bewirkt Safranin. Sie sind auch gegenüber allen anderen Gewebeformen der Frucht überaus widerstandsfähig. In Chromsäure-Schwefelsäuregemisch eingelegte Früchte sind in wenigen Stunden bis auf die Kappen verschwunden; alle übrigen Gewebe sind vernichtet und aufgelöst. Die Kappen lösen sich allmählich aus dem Verbande und bilden gequollene glashelle Häute (Fig. 5), die erst nach mehrwöchentlicher Einwirkung (fleißig gewechselter) Chromsäure aufgelöst werden; zuletzt sind sie so zart und schwach lichtbrechend, dass man sie nur nach starker Abblendung und Schieflichtstellung als hauchfeine Häutchen wahrnehmen kann. Übrigens habe ich ihre Spuren noch nach einem Monat gesehen. Zwei Fragen sind es nun, die sich uns aufdrängen: Woraus bestehen die Kappen und was stellen sie eigentlich vor? Zur Beantwortung der letzteren Frage bin ich in der Lage, auf ein Analogon hinweisen zu können. Die Kodzufaser, die Bastfaser von *Broussonetia papyrifera (L)* Vent. ist bekanntlich von einer besonderen lockeren Hülle umgeben, die zuerst von HÖHNEL[1]) beobachtet und als Mittellamelle gedeutet, von WIESNER[2]) dagegen als äußere Verdickungsmasse der Zellmembran, die der inneren nur lose anhaftet, bezeichnet worden ist. In der von mir gegebenen Beschreibung[3]) dieser Faser wird die scheidenartige Umhüllung als „Außenlamelle“ aufgefaßt. Auf Veranlassung WIESNERs hat KARL AUER[4]) die Bastfasern der *Moraceae* in Rücksicht auf diese Hülle einer eingehenden Untersuchung unterworfen und die Färbungsmethode mit Methylenblau nach MANGIN angewendet, um die Mittellamelle, die als aus Pektinkörpern bestehend durch den Farbstoff (nach Einwirkung von salzsäurehaltigem Alkohol) blau gefärbt wird, nachzuweisen. Er findet, „daß die Querschnitte durch ein Bastbündel von *Broussonetia* zwischen den Hüllen der einzelnen Bastzellen noch eine zarte blaue Linie erkennen lassen, die offenbar mit der Mittellamelle identisch ist[1]).“ Die Hülle besteht somit nicht aus der Mittellamelle allein, sondern auch aus der (äußeren) Verdickungsmasse.

---

[1]) Mikroskopie der techn. verw. Fasern, I. Aufl., Wien 1887, S. 46 u. II. Aufl. 1806, S. 59.

[2]) Rohstoffe des Pflanzenreiches, II. Aufl., Leipzig 1903, 2. Bd. S. 447.

[3]) Lehrb. d. techn. Mikroskopie, Stuttgart 1901, S. 87.

[4]) KARL AUER, Über die Bastfasern der *Moraceen*. Österr. Bot. Zeitschrift 53, 1903, S. 358 ff.

In analoger Weise müßte demnach auch bei *Humea* die Hülle oder Kappe aus der Mittellamelle und einer äußeren Verdickungsschicht zusammengesetzt sein. Ich habe mich bemüht, an Quer- und Längsschnitten durch die MANGINsche Färbungsmethode irgend eine Scheidung der Kappenwand in zwei Schichten, in die äußere blaue Mittellamelle und in die farblose Verdickungsschicht zu bewirken, aber es ist mir nicht gelungen und konnte auch niemals deutlich werden, da die Kuppenzellen in das Schleimgewebe hineinragen und von dem „Schleime“ umspült sind, der, wie wir oben gesehen haben, von Methylenblau ebenfalls blau gefärbt wird. Die Kappe wird von dem Methylenblau nicht gefärbt, von Chlorzinkjod nicht gebläut, wohl aber von Jod gelb gefärbt. Wir würden sie also einstweilen nur als eine lose äußere Verdickungsmasse anzusehen haben. Auffallend bleibt aber immerhin ihre Sprödigkeit, die glashelle Durchsichtigkeit, die starke Lichtbrechung, die feine Punktierung und die so bedeutende Widerstandsfähigkeit, die sich selbst noch nach mehrwöchentlicher Einwirkung des Chromsäuregemisches äußert. Vielleicht zeigt dieses Verhalten an, daß die Kappe gewissermaßen die Vorstufe jener merkwürdigen Substanz[2]) ist, die an anderen Kompositen die Umwandlung der Mittellamelle in die „schwarze kohleähnliche Masse“ einleitet und die schon in der frühesten Entwicklung gegen die Einwirkung des zerstörenden Reagens nahezu unempfindlich ist.

Erklärung der Abbildungen.

Perikarp von *Humea elegans* Sm.

Fig. I. Querschnitt in verdünnter Kalilauge. Vergröß. 350.

1 Epidermis, 2 Schleimgewebe, die zelluläre Natur nur mehr angedeutet; 3 Kuppenzellen, 4a—c innere Parenchymschicht, in 4b die Tafelkristalle von der Seite; S Samenschale, die Außenzellreihe mit starker faltigstreifiger Kutikula; t Trichom, g Gefäßbündel, m leere fein punktierte

---

[1]) AUER, l. c. S. 356.

[2]) Vgl. meine Abhandlung in Akad. d. Wissensch., 1907, „Die Kohleschicht“ im Perikarp der Kompositen S. 19 bei Tagetes.

Kappe, über der Basis abgebrochen. Die Doppelkonturen an den Kuppenzellen deuten die Kappen an.

Fig. II. Querschnitt in Chlorzinkjod; Bezeichnung wie Fig. I; 4a und b sind kontrahiert und wenig deutlich.

Fig. III. Flächenansicht der Perikarpschichten in ihrer Aufeinanderfolge; Bezeichnung wie Fig. I. i Insertionsstellen der Zwillingstrichome. Die Schicht 2 ist nach ihrem Verhalten in Methylenblau, die übrigen nach Kalipräparaten gezeichnet. In 3 oben sind die Kuppenzellen von der Aufsicht, in 3′ (unten) in der Seitenansicht gezeichnet.

Fig. IV. Eine Partie des Querschnittes der Kuppenzellen (von einer Falte) nach Behandlung mit Chlorzinkjod und Glyzerin. Der Inhalt ist gelöst, die leeren Zellwände mehr oder weniger zusammengefallen und von den Kappen zurückgezogen (z); m die Kappen.

Fig. V. Kappen nach mehrwöchentlichem Liegen im Chromsäure-Schwefelsäuregemisch.

34. E. Heinricher: Die Samenkeimung und das Licht.

(Eine Berichtigung mit einer vorläufigen Mitteilung im Anhang.)

(Eingegangen am 2. April 1908.)

In der „vorläufigen Mitteilung“: „Die Wirkung des Lichtes auf die Keimung“ von W. KINZEL[1]) sagt der Autor auf S. 7: „HEINRICHER hatte festgestellt, daß die Samen (von *Veronica peregrina*) im Dunkeln nicht oder so gut wie nicht keimten usw.“ Dieser Satz entspricht den Tatsachen nicht und es ist schwer begreiflich, wie er geschrieben werden konnte, da KINZEL meine in diesen Berichten erschienene Mitteilung[2]) ja zitiert. Ich faßte in derselben meine Ergebnisse in 8 Punkte zusammen. Von diesen lautete der erste: „Das Licht befördert die Keimung außerordentlich. Bei sorgfältiger Verdunkelung erscheinen in den Dunkelkulturen die ersten Keimlinge um 5—8 Tage später als in den Kulturen am Lichte.“ Schon dieser Satz steht mit dem Ausspruche KINZELs nicht im Einklange.

Weiter war aber der Wortlaut des Punktes 3 folgender: „Das Keimungsergebnis bei Dunkelkulturen ist in hohem Maße vom Substrate abhängig. Die verzögernde Wirkung der Dunkelheit bleibt in jedem Falle bemerkbar, aber auf Flußsand gemachte Aussaaten ergeben mit der Zeit noch ein ziemlich hohes Keimprozent, während auf Filtrierpapier gemachte Aussaaten in einem Falle gar keine Keimung, in einem zweiten Versuche das geringe Keimprozent 1,66 ergaben, hingegen die im Lichte stehende Aussaat auf Filtrierpapier das Keimprozent 75 lieferte."

---

[1]) Diese Berichte, Bd. XXVIa, Heft 2, 1908.

[2]) E. HEINRICHER, Ein Fall beschleunigender Wirkung des Lichtes auf die Samenkeimung. (Vorläufige Mitteilung.) Bd. XVII, 1899, S. 308.

Hier ist also deutlich gesagt, daß auf einem Substrat im Dunkeln ein ziemlich hohes Keimprozent erzielt wurde, daher der Ausspruch KINZELs sicherlich als ein unrichtiger und unberechtigter erscheint, und nur bezüglich des zweiten Substrates zulässig gewesen wäre. Aber auch rücksichtlich dessen nicht, da KINZEL am Schlusse seiner Arbeit sagt: „Inzwischen ist in der WIESNER-Festschrift ein Teil der noch unveröffentlichten Arbeiten von HEINRICHER über *Veronica peregrina* erschienen", womit er die Einsichtnahme in diese Arbeit[1]) zugesteht und daher belehrt sein mußte, daß ich dort von mehreren Keimungsversuchen im Dunkeln, und zwar auf verschiedenen Substraten berichte, die Keimprozente von 76,6 im Minimum bis 96,6 im Maximum aufweisen und daß auf S. 271 in der Tabelle III ausdrücklich auch ein Keimversuch auf Filtrierpapier namhaft gemacht ist (Keimprozent 76,6). Überdies ist in dem 6. Satze des Resumés die Ungültigkeit des 3. Satzes meiner vorläufigen Mitteilung ausdrücklich hervorgehoben, indem es dort heißt: „Ein Einfluß des Substrates auf den Keimungsverlauf, den ich früher auf Grund eines Versuches[2]) angenommen

---

1) Wien 1908, „Beeinflussung der Samenkeimung durch das Licht", S. 263—279.

2) Gemeint sind hier jene Versuche, in denen auf Filtrierpapier im Dunkeln, in einem Falle keine Keimung, im anderen eine minimale, von 1,6 pCt. erfolgte. Die Angaben an sich sind natürlich richtige, doch war mir schon 1900 durch Wiederholung der Versuche bekannt, daß bei Kultur auf Filtrierpapier im Dunkeln ganz erkleckliche Keimprozente erzielt werden können. So hatte z. B. eine am 22. Februar 1900 eingeleitete Versuchsreihe ergeben, daß von 120 ausgelegten Samen, nachdem am 2. März der Keimungsbeginn eingesetzt hatte, bis zum 21. März 61 Samen, somit über 50 pCt., gekeimt hatten.

Das Ergebnis der oben erwähnten Versuche mit 0 und 1,6 pCt. Keimen ist wahrscheinlich einerseits auf die zu geringe Beobachtungszeit, die bei der einen Kultur 14, bei der anderen 24 Tage umfaßte, zurückzuführen und andererseits auf die Verwendung noch zu jungen Saatgutes.

Ich war damals über den Einfluss des Alters des Saatgutes noch nicht genügend unterrichtet, kannte überhaupt das Alter des verwendeten nicht, und es war mir auch jener Einfluß noch nicht bekannt, den die Aufbewahrung des Saatgutes (ob letzteres am Lichte oder im Dunkeln lagert) ausübt. Die in meiner Abhandlung in der WIESNER-Festschrift in den Tabellen II und III mitgeteilten Ergebnisse sind geeignet, die Sache vollends zu erklären.

habe, existiert nicht. (Abgesehen natürlich von dem Falle, daß bestimmte Reizstoffe beigegeben werden oder im Substrate sich befinden.)“ Herr KINZEL wäre verpflichtet gewesen, von dem Inhalte meiner Arbeit, rücksichtlich der maßgebenden Momente, in seiner Mitteilung gewissenhaft zu berichten. Es ist ja allerdings wahrscheinlich, daß ihm mein Sonderabdruck (aus der WIESNER-Festschrift) erst nach Fertigstellung seines Manuskriptes zukam, aber so unangenehm die Überarbeitung erscheinen mochte, korrekterweise wäre sie nicht zu umgehen gewesen.

Übrigens habe ich noch einen Punkt zu beanstanden. Herr KINZEL erwähnt wohl meinen Nachweis, daß die befördernde Wirkung des Lichtes auf die Keimung der Samen von *Veronica peregrina* mit etwaiger früh einsetzender Assimilation nicht in Verbindung stehe, nicht aber den im Punkte 6 meiner vorläufigen Mitteilung von mir zuerst getanen Ausspruch: „Die fördernde Wirkung des Lichtes auf den Keimungsprozeß, sowie die spezielle Wirksamkeit, die den minder brechbaren Strahlen hierbei zufällt, liegt zweifelsohne in chemischen Wirkungen, welche die Reaktivierung der Reservestoffe betreffen[1].“ Da der Verfasser bemüht ist, solche chemischen Wirkungen aufzudecken und speziell die Wirkung des blauen Lichtes als eine solche (allerdings hemmende) genauer erkannt zu haben glaubt, wäre es, meine ich, doch passend gewesen, auf meinen oben angeführten Ausspruch hinzuweisen. Daß mich jeder Fortschritt in den diesbezüglichen Erkenntnissen nur freuen wird, brauche ich kaum zu versichern und von diesem Gesichtspunkte aus habe ich ja Herrn KINZEL die Untersuchung von *Veronica peregrina* sowie von *Drosera capensis* selbst empfohlen.

Endlich noch eine kleine Bemerkung, die zugleich eine vorläufige Mitteilung enthält. Auf S. 109 schreibt KINZEL: „Bei *Veronica* konnte nun diese sich überall, auch bei lichtscheuen Samen, zeigende, äußerst keimungshemmende Wirkung der blauen Strahlen (Sperrung rührt von mir her) als eine chemische erkannt werden.“ Es soll kein Vorwurf für den Autor sein, wenn ich hier anführe, daß eine solche keimungshemmende Wirkung der blauen Strahlen gewiß nicht bei allen „lichtscheuen“ Samen festzustellen ist. Als Samen, die durch das Licht in der Keimung beeinträchtigt werden, sind durch REMER[2]) diejenigen von *Phacelia tanacetifolia* Benth. erkannt worden. Mit diesen habe ich eine Reihe von Versuchen ausgeführt, die dem Abschlusse nahe sind, und die demnächst veröffentlicht werden sollen. Hier sei nur erwähnt, daß diese Samen beim Keimen in vielen Punkten ein geradezu gegensätzliches Verhalten gegenüber jenen der *Veronica peregrina* zeigen und vor allem, daß ihre Keimung im blauen Lichte eine auffallend geförderte ist.

---

[1] In der WIESNER-Festschrift gab ich auf S. 278 diesen Satz in etwas erweiterter Fassung wieder.

2) Diese Ber., Bd. XXII, 1904, S. 328.

Innsbruck, Botanisches Institut der Universität,
den 30. März 1908.

---

35. W. und J. Docters van Leeuwen-Reijnvaan: Über die Spermatogenese der Moose, speziell mit Berücksichtigung der Zentrosomen- und Reduktionsteilungsfragen.

(Mit Taf. V.)

(Eingegangen am 14. April 1908.)

Ende 1907 publizierten wir die Resultate einer Untersuchung der Spermatogenese und Befruchtung bei einigen *Polytrichum*arten[1]). Es war unsere Absicht, auch bei einigen anderen Moosen diese Untersuchung fortzusetzen. Leider waren wir verhindert, alles Material zu verarbeiten, und wir können nur einige Tatsachen mitteilen, welche sich vielleicht für weitere Studien als wertvoll erweisen werden.

Es liegen zurzeit nur noch wenige Untersuchungen über die Spermatogenese von Laubmoosen vor. Allein P. ARENS[2]) und, wie uns brieflich mitgeteilt wird, neuerdings CH. ALLEN und wir haben diese an *Polytrichum*arten und *Mnium* untersucht. Über Lebermoose dagegen ist schon vieles publiziert worden, wobei besonders die Frage, ob Zentrosomen bei den Teilungen vorkämen oder nicht, diskutiert wurde.

IKENO[3]) war es, welcher sehr deutlich ein Auftreten von Zentrosomen bei den Teilungen der antheridialen Zellen beschrieben hat in einem kurzen Artikel mit überzeugenden Zeichnungen versehen. Später hat MIYAKE[1]) dasselbe Objekt untersucht und das Vorkommen von Zentrosomen in allen Teilungen geleugnet, welche Publikation IKENO[2]) veranlaßt hat, seine Meinung nochmals energisch zu verteidigen. Neuerdings erschien eine Abhandlung von ESCOYEZ[3]) über die Spermatogenese bei *Marchantia* und *Fegatella*. (Wir bekamen sie zu spät, um sie noch in unserer Abhandlung über die Polytrichen besprechen zu können.) ESCOYEZ hat sein Material mit verschiedenen Fixativen behandelt und findet keine Zentrosomen bei allen Teilungen in den Antheridienzellen. Erst wenn sich diese zum letzten Male teilen in zwei dreieckige Zellen, kann er zentrosomenartige Gebilde finden, und er schließt daraus, daß diese stets nur bei dieser letzten Zellteilung auftreten.

---

[1]) Receuil des Travaux botaniques Néerland. 1908.

[2]) Zur Spermatogenese der Laubmoose. Inaugural-Dissertation. Bonn 1907.

[3]) Die Spermatogenese von *Marchantia polymorpha*. Beihefte z. bot. Zent.-Bl., Bd. 15. 1903.

Wir sehen also, daß die Resultate der drei Forscher über den gleichen Gegenstand erheblich auseinandergehen: IKENO entdeckt Zentrosomen in allen Teilungen, MIYAKE findet sie gar nicht, leugnet ihr Bestehen und ESCOYEZ findet sie nur bei den letzten Teilungen und meint, daß sie bei anderen Teilungen nicht vorkommen.

Es ist also sehr schwierig, sich über diese Frage Klarheit zu verschaffen. U. E. muß man vorläufig an den positiven Befunden IKENOs festhalten. Auch bei anderen Lebermoosen sind Zentrosomen nur hie und da wahrgenommen. Während BOLLETER[4]) das Vorkommen dieser Gebilde bei *Fegatella* für wahrscheinlich hält, kann ESCOYEZ sie bei dieser Pflanze nicht finden. Es ist leider noch kein einziges Mittel bekannt, um Zentrosomen unzweideutig anzuzeigen. Das Eisenhaematoxylin-Verfahren gibt noch die sichersten Resultate und es ist mir (D. v. L.) während meiner Wirksamkeit als Assistent am histologischen Institut zu Utrecht und bei einer eigenen Untersuchung der Metamorphose von Insekten aufgefallen, wie schwer oft das Färben der Zentrosomen ist, während das Material doch in üblicher Weise behandelt wurde. Es scheint von allerlei Kleinigkeiten abzuhängen, und viele noch unbekannte Ursachen scheinen einer Färbung dieser winzigen Körperchen im Wege zu stehen. Es ist sehr zu bedauern, daß noch keine sichere Methode vorliegt, und vorläufig bleibt nichts anderes

---

1) MIYAKE. The Bot. Magazine. Tokyo 1905, Bd. 19.

2) IKENO. Die Blepharoplasten im Pflanzenreich. Biol. Zentralbl. Bd. 24.

3) ESCOYEZ. Blépharoplast et Centrosome dans le *Marchantia polymorpha* La Cellule, t. 24. 1907.

4) BOLLETER. *Fegatella conica*. Beihefte z. bot Zentralblatt. 18. 1905.

übrig, als der bekannten Eisenhaematoxylin-Methode zu folgen. Oft hat man dann keinen Erfolg, oft auch mit demselben Material wieder sehr schöne Resultate. Am besten gefällt uns noch ein Fixieren mit einer Sublimat-Eisessig-Formollösung, welche wir auf folgende Weise herstellen: Sublimat 10 g, Eisessig 3 g, Wasser 300 g (das KAISERsche Gemisch). Hiervon nehmen wir neun Teile und fügen 1 Teil Formalin 40 pCt. hinzu.

Die möglichst kleinen Stückchen läßt man eine oder mehrere Stunden in dieser Lösung und sie werden dann zugleich in Alkohol 70 pCt. und Jod-Jodkalilösung weiter behandelt und bald in Paraffin eingebettet, wobei wir vorzugsweise Benzol als Zwischenmedium benutzten.

Mit FLEMMINGscher Lösung hatten wir nur mangelhafte Resultate, obschon IKENO damit sehr schöne bekommen hat. Mit BONINscher oder CARNOYscher Lösung, Alkohol-Eisessig usw. konnten wir nie Zentrosomen auffinden.

Im Frühling 1903 blühten die Lebermoose im botanischen Garten zu Amsterdam sehr üppig und, mit Ausnahme von *Pellia*, welche wir draußen sammelten, haben wir nur das Material gebraucht, was wir damals fixierten. *Marchantia polymorpha* zogen wir nicht in Betracht, dagegen zahlreiche Antheridienstände von *Reboulia haemisphcrica, Preissia commutata, Fegatella conica* und *Conocephalus spec.* Von *Reboulia* können wir keine Tatsachen mitteilen, da unser Material sämtlich zu alt war: es fanden sich nur erwachsene Spermatozoiden vor. *Preissia* gleicht *Marchantia* sehr, hat aber noch kleinere Zellelemente; wir haben auch diese nicht weiter untersucht. *Fegatella conica* und die von uns untersuchte *Conocephalus* verhalten sich gleich, so daß wir hier allein *Fegatella* besprechen wollen.

Im Jahe 1905 erschien eine wichtige Arbeit von BOLLETER[1]) über *Fegatella*, welche auch die Spermatogenesis dieser Pflanze berücksichtigte. Sein Material war in Alkohol fixiert und Zentrosomen konnte er nicht finden, doch meint er, daß diese vielleicht bei einer anderen Fixationsmethode wohl zu entdecken wären. Wie gesagt, konnte ESCOYEZ Zentrosomen weder bei *Marchantia*, noch bei *Fegatella* finden, obwohl er sie mit verschiedenen Fixationsmitteln behandelte. Im Gegensatz hierzu stehen die Befunde IKENOs, der bei *Marchantia* deutlich Zentrosomen gefunden hat und sie selbst von einer anderen Person zeichnen ließ. Auch wir haben bei *Fegatella* Zentrosomen gefunden. Die Antheridienzellen sind sehr

---

1) *Fegatella conica.* Beihefte z. bot. Zentralbl. 18. 1905.

klein, fast noch kleiner als bei *Marchantia.* Wir haben dieses Material in der genannten Weise behandelt, und bekamen auch gute Präparate. Es war aber nötig, die Objekte sehr lange mit Eisenalaun zu differenzieren, sonst sieht man allerhand schwarze Körnchen und kann nicht unterscheiden, ob sich Zentrosomen vorfinden oder nicht. Bei gut gelungenen Präparaten sieht man ein feinkörniges Cytoplasma und einen hellen Kern.

Auf Taf. V, Fig. 6—15, haben wir einige aufeinander folgende Stadien von Kernteilungsfiguren gezeichnet. In Fig. 5 u. 6 findet man eine Zelle abgebildet, welche noch nicht zur Mitose herangeschritten ist. Das Chromatin liegt dann in ein bis drei Stückchen im Kerne, daneben findet sich noch ein deutliches, feines Körnchen, wie IKENO es auch bei *Marchantia* abgebildet hat. Bei etwas weiter fortgeschrittenen Stadien wird das Chromatin im Kerne dunkler und das Zentrosom liegt nun nicht mehr im Kerne, sondern frei im Cytoplasma der Zelle. Da speziell bei dieser Pflanze das Cytoplasma sehr hyalin war und ohne andere dunkel gefärbte Körner, war das Zentrosom hier sehr deutlich zu sehen.

Hierauf fanden wir Zellen mit zwei Zentrosomen, welche noch neben der Kernmembran lagen, und es ist klar, daß diese beiden sich mehr und mehr voneinander entfernen, und, während das Chromatin immer stärker gefärbt wird, schließlich einander gegenüber zu liegen kommen. (Fig. 9.) Die Kernmembran verschwindet nun (Fig. 10) und es bildet sich eine feine Spindel zwischen den Zentrosomen aus. In den Monasterstadien (Fig. 11 und 12) sind sie noch fast überall zu finden, doch je mehr sich die Chromosomen den Polen nähern, desto schwieriger sind die Zentrosomen zu erkennen (Fig. 13 und 14). Das stimmt überein mit dem, was IKENO bei *Marchantia* gesehen hat. Bei der Kleinheit dieses Objektes war aber nicht zu entscheiden, ob die Zentrosomen zwischen die Chromosomen der Tochterkerne aufgenommen werden, wie wir das bei *Polytrichum* beschrieben haben.

Es erschwert die Untersuchung sehr, daß die antheridialen Zellen der Lebermoose so klein sind und wir suchten zuerst vergebens nach Lebermoosen, die größere Zellenelemente besitzen. IKENO gibt in seinem Artikel an, daß *Pellia* große Zellen hat und wir fanden dies auch bestätigt. Es schien uns darum wünschenswert, auch diese Pflanze zu untersuchen. Im Jahre 1904 fixierten wir Exemplare von *Pellia* und waren so glücklich, bei einigen die gewünschten Stadien zu finden. Wie man aus den Figuren 1 bis 5 ersehen kann, welche bei gleicher Vergrößerung gezeichnet sind wie die *Fegatella*zellen, sind die Zellen erheblich größer, speziell die Kerne sind große Gebilde und es war denn auch hier viel leichter, die Zentrosomen nachzuweisen.

IKENO behauptet, daß bei den Teilungen in den Antheridien von *Pellia* keine Zentrosomen auftreten, was wieder einmal zeigt, wie schwierig die Färbung dieser Körperchen ist. Auch uns gelangen nicht alle Präparate; jedoch konnten wir feststellen, daß Zentrosomen in den Teilungen der antheridialen Zellen von *Pellia* sicherlich vorkommen. Die Kerne sind sehr groß, weisen einen großen Nucleolus auf und ein dichtes Gewirr von Chromatinfäden. Sie sehen denn auch sehr dunkel aus und es war dadurch nicht möglich, zu entscheiden, ob die Zentrosomen schon in den Kernen vorkommen oder nicht, doch ist ersteres sehr wahrscheinlich, in Analogie mit dem, was von anderen Lebermoosen bekannt ist. In Fig. 4 findet man nur ein Zentrosom im Cytoplasma, welches sich in Fig. 3 gerade zu teilen anfängt. In Fig. 2 sind die zwei Teilchen weiter auseinander und in Fig. 1 findet man zwei Zellen, worin die Zentrosomen einander gerade gegenüber liegen. Letzteres war in unseren Präparaten sehr oft der Fall.

Verhältnismäßig seltener fanden wir Mitosen und fast ausnahmslos Monastern, welche ein Zentrosom an jedem Spindelpole aufweisen (Fig. 5). Auch bei *Pellia* fanden wir ein sehr feinkörniges Cytoplasma mit einigen Vacuolen darin zerstreut.

Es unterliegt also keinem Zweifel, daß bei verschiedenen Lebermoosen bei den Teilungen in den Antheridien Zentrosomen vorkommen.

Die Reduktion der Chromosomen in den Antheridien von Mnium.

Bei unseren Untersuchungen von *Polytrichum* entdeckten wir, daß bei den letzten Teilungen der antheridialen Zellen eine Reduktion der Chromosomen stattfindet. Im Receuil des Trav. Bot. Néerl. 1908 publizierten wir unsere Resultate, welche in Kürze die folgenden sind. Es finden sich bei den Teilungen der Antheridienzellen 6 Chromosomen, wobei man 2 längere, 2 kurze und 2 andere, welche in bezug auf ihre Länge zwischen den erstgenannten liegen, unterscheiden kann. Bei allen Teilungen, auch in den vegetativen Zellen und in den Archegonien haben wir diese verschiedene Länge der Chromosomen gefunden. Bei den letzten Teilungen in den Antheridienzellen ordnen sich die Chromosomen zu Paaren und man findet dann Kernteilungsfiguren mit nur 3 Chromosomen, wovon jedes wieder aus 2 eng aneinander anliegenden Chromosomen besteht. Jedes Chromosom spaltet sich dann in zwei und jede Hälfte eines Doppelchromosomen wendet sich nach einem Spindelpole hin. So entstehen schließlich 2 Kerne mit je 3 Chromosomen und es ist einleuchtend, daß diese Chromosomen drei verschiedene Längen aufweisen.

Wir fanden dann Analoges bei den weiblichen Sexualorganen. Aber bei der weiteren Entwicklung des Archegoniums verschmelzen die zwei Tochterzellen der Eimutterzelle (nämlich Eizelle und Bauchzelle) wieder, und weiter ergab sich, daß bei der Befruchtung zwei Spermatozoiden in die Eizelle eindringen und mit ihrem Kern verschmelzen.

Es würde nun sehr interessant sein zu wissen, ob diese Vorgänge nur bei *Polytrichum* vorkommen, oder bei den Moosen eine mehr allgemeine Erscheinung sind. Wir hatten uns vorgenommen, auch andere Laubmoose daraufhin zu untersuchen, hatten aber keine Zeit mehr, um viel Material zu verarbeiten. Doch seien hier noch die Resultate mitgeteilt, die wir erhielten bei einer nicht näher bestimmten *Mnium*art, welche wir in großer Menge bei Beverwijk in einer Buchenwaldung sammelten. Wir fixierten und bearbeiteten dieses Material in oben angegebener Weise.

Auch ARENS[1]) hat über die Spermatogenese bei *Mnium* berichtet und wir können die meisten seiner Beobachtungen bestätigen. Im Gegensatz zu seinem Befunde bei *Polytrichum* fand er bei der Umwandlung der Spermatiden bei *Mnium* einen chromatoiden Nebenkörper, von welchem er dieselben Änderungen beschrieb, wie wir sie bei *Polytrichum* gefunden haben. Die Anzahl der Chromosomen hat er richtig als 8 angegeben.

Es ist auffallend, daß man speziell in den sich teilenden Zellen der älteren Antheridien die Zahl der Chromosomen schwer bestimmen kann. Die Chromosomen sind oft ganz umeinander gedreht, oft hängen sie mit ihren Enden zusammen, so daß förmliche Ringe entstehen (Fig. 16). Doch war bei sehr jungen Antheridien deutlich, daß *Mnium* 8 Chromosomen besitzt. Auch hier lassen sich, wie bei *Polytrichum* verschiedene Längen unterscheiden, es sind nämlich 4 lange und 4 kurze Chromosomen zu sehen. Je älter die Zellen sind, um so mehr liegen die Chromosomen zu Paaren vereinigt, wobei dann oft Ringe entstehen, speziell von den kleineren Chromosomen, so daß man schließlich nicht mehr

---

1) Zur Spermatogenese der Laubmoose. Inaugural-Dissertation 1907.

sehen kann, daß solch ein Ring aus zwei Chromosomen aufgebaut ist.

Wie bei *Polytrichum* fanden wir auch bei *Mnium*, bei der letzten Teilung eine Reduktion der Chromosomen. Von den 8, zu 4 Doppelchromosomen verbundenen, werden je 4 nach jeder Tochterzelle geführt (Fig. 17, 18, 19). In den jungen Spermatocytenkernen finden sich also 2 lange und 2 kurze Chromosomen. Es war nicht möglich, festzustellen, ob auch noch zwischen den 2 langen und zwischen den 2 kurzen Längenunterschiede bestehen.

Es folgt also hieraus, daß die zweifache Reduktion der Chromosomen nicht nur bei *Polytrichum* vorkommt, und es wird sehr interessant sein, auch bei *Mnium* und anderen Laubmoosen die Oogenese und Befruchtung zu studieren.

Noch eine auffallende Tatsache haben wir in unseren *Mnium*-präparaten gefunden. P. ARENS beschreibt richtig das Bestehen und Wiederverschwinden eines chromatoiden Nebenkörpers in den Spermatocyten von *Mnium*. Wir haben dasselbe bei den *Polytrichum*-arten gefunden und weiter stellten wir fest, daß der chromatoide Nebenkörper durch Abschnürung aus dem Chromatinballen des Kernes entsteht. Das eine Stück tritt dann aus dem Kerne ins Cytoplasma der Zelle, und wird zum chromatoiden Nebenkörper, welcher später wieder völlig verschwindet.

Nun haben wir in den früheren Teilungen der Antheridien etwas Ähnliches beobachtet und können zugleich über das Zentrosom noch etwas hinzufügen. In den ganz ruhenden Zellen der Antheridien findet man einen Kern mit einem dunklen Chromatinklumpen und ein kleines Körnchen (Fig. 20), welches später aus dem Kern ins Cytoplasma tritt und sich, wie wir es bei *Polytrichum* beschrieben haben, in zwei Körnchen teilt (Fig. 21). Diese entfernen sich voneinander und gleichzeitig bekommt die große Chromatinmasse eine Einschnürung, welche zuletzt die Masse in zwei Stücke zerteilt (Fig. 21, 22). In dem Stadium, wo die zwei Zentrosomen den entgegengesetzten Pol der Zelle erreichen, ist das eine Stück schon ins Cytoplasma gekommen, wo es verschwindet (Fig. 23, 24). Es ist nun möglich, daß dieses Austreten eines chromatoiden Nebenkörpers in einigen Antheridien früher geschieht als in anderen, doch können wir nichts weiteres hierüber mitteilen.

Wie IKENO und später verschiedene Forscher nachgewiesen haben, findet bei der letzten Teilung im Antheridium der Lebermoose eine Diagonalteilung statt, und wir haben diese auch bei verschiedenen Lebermoosen gesehen. Arens beschreibt einen ähnlichen Vorgang bei *Polytrichum juniperinum.* Dieses können wir aber nicht bestätigen; im Gegenteil fanden wir immer, daß die letzte Teilung der Zelle eine Querteilung war. Auch bei *Mnium* haben wir niemals Diagonalteilungen, sondern nur Querteilungen gefunden, worauf wir hier noch einmal hinweisen möchten (Fig. 19).

Noch vieles ist über die Spermatogenese und Oogenese der Laubmoose zu entdecken. Wir haben leider nicht mehr Gelegenheit, diese Studien fortzusetzen, bitten aber freundlichst um Zusendung von Separata hierüber, da es für uns schwierig ist, die neuesten Publikationen zu bekommen.

Versuchsstation Salatiga. Java.

Figurenerklärung.

Figuren 16, 17 und 18 sind bei einer Vergrößerung von ± 3500 ×, alle übrigen bei einer solchen von ± 1900 × gezeichnet.

Fig. 1—5 sind von *Pellia epiphylla.*

Fig. 1. Zwei Zellen eines jungen Antheridiums mit einem großen chromatinreichen Kerne und zwei Zentrosomen in jeder Zelle.

Fig. 2. Zelle mit zwei Zentrosomen neben dem Kerne, welche noch nicht bei aneinander gegenübergestellten Punkten angekommen sind.

Fig. 3. Zelle mit einem eben geteilten Zentrosom.

Fig. 4. Zelle mit nur einem Zentrosom.

Fig. 5. Monaster, an jedem Spindelpol ein Zentrosom.

Fig. 6—15 sind aus Antheridien von *Fegatella conica.*

Fig. 6 u. 7. Kern mit einigen Chromatinstückchen und einem Zentrosom.

Fig. 8. Das Zentrosom ist in das Cytoplasma getreten.

Fig. 9. Das Zentrosom hat sich in zwei Stücke geteilt.

Fig. 10. Jedes Teilstück des ursprünglichen Zentrosomen hat einander entgegengesetzte Punkte erreicht.

Fig. 11. Es hat sich die Spindel gebildet und die Kernmembran ist verschwunden.

Fig. 12 u. 13. Monaster mit Zentrosomen.

Fig. 13 u. 14. Diaster, wobei die Zentrosomen nicht mehr zu sehen sind.

Fig. 16—24 sind nach Präparaten von *Mnium spec.* gezeichnet.

Fig. 16. Äquatorialplatte mit den 4 Paar Chromosomen, zwei langen und zwei kurzen. Das eine kurze Paar bildet einen Ring.

Fig. 17 u. 18. Zwei Äquatorialplatten nach der letzten Teilung. Nur 4 Einzelchromosomen, wovon 2 lange und 2 kürzere.

Fig. 19. Die letzte Teilung, die zeigt, daß hier keine Diagonale, sondern eine Querteilung stattfindet.

Fig. 20. Kern mit einem großen Chromatinklumpen und einem Zentrosom.

Fig. 21. Das Zentrosom hat sich in zwei geteilt, die große Chromatinmasse im Kerne zeigt eine Einschnürung.

Fig. 22. Die Chromatinmasse hat sich in zwei Stücke geteilt, ein Zentrosom zu sehen.

Fig. 23. Ein Zentrosom an jedem Zellende. Eine der Chromatinballen liegt schon im Cytoplasma.

Fig. 24. Der ausgetretene Chromatinballen ist wieder völlig verschwunden.

36. G. Schweinfurth: Über die von A. Aaronsohn ausgeführten Nachforschungen nach dem wilden Emmer (Triticum dicoccoides Kcke).

(Eingegangen am 15. April 1908.)

Große Überraschung bereitete uns im Herbst des Jahres 1906 die wider Erwarten schnell erfolgte Erledigung einer alten Streitfrage, die eine der wichtigsten Probleme der Geschichte des Ackerbaues betraf, die Feststellung des Ursprungs unseres Kulturweizens. Auf Veranlassung von Prof. O. WARBURG hatten wir, Geh. Rat Prof. ASCHERSON und ich, einem jungen Landwirt, Herrn A. AARONSOHN, der aus Palästina nach Berlin gekommen war, mit botanischen Winken und Ratschlägen zu versehen gehabt, für eine im landwirtschaftlichen Interesse zu unternehmende Erkundigungsreise in seinem Heimatlande. Obenan stand für uns das erwähnte langjährige Desiderat. Es war der Hauptgegenstand so vieler von mir in Arabien, in Abessinien, in Ägypten, in Nordafrika und dann schließlich von Berlin aus mit dem Nestor der Getreidekunde, Geh. Rat Prof. FR. KÖRNICKE ausgetauschter Briefe gewesen. Dieser unerreichte, bis zu dem kurz vor seinem achtzigsten Geburtstage erfolgtem Tode, unablässig tätige, in seinem Wirken unersetzliche Zerealienkenner hatte ja längst das richtige getroffen, nachdem er den bereits vor einem halben Jahrhundert von THEODOR KOTSCHY bei Raschaya am Hermon gemachten, vereinzelten Fund einer wildwachsenden Urform des Kulturweizens ans Tageslicht gezogen; aber von den nach KOTSCHY in jenen Gegenden gewesenen botanischen Sammlern war nichts Ähnliches wieder gefunden worden und der Beweis nicht so leicht zu erbringen gewesen, daß es sich bei dem im Wiener Herbar fast verschollenen Exemplare wirklich um eine wildwachsende Pflanze und nicht etwa um einen Kulturflüchtling handelte.

Und nun[1]) hatte Herr AARONSOHN alsbald eine Anzahl der schönsten Exemplare und zugleich in verschiedenen Formen der dem Emmer am nächsten stehenden wildwachsenden *Triticum*-Art in der Nähe von Ssafed und am Hermon aufgefunden. Das Indigenat des Urweizens war hiermit außer Zweifel gestellt, KÖRNICKEs längst verfochtene These endgültig unanfechtbar geworden, ein Fund, an weittragender Bedeutung für die Pflanzengeographie und die allgemeine Kulturgeschichte von keiner während unserer Lebzeiten gemachten Entdeckung übertroffen; denn es gibt wohl keine Pflanze, die sich mit dem Weizen messen könnte an allgemeinster Bedeutung für die Menschheit.

Unsere Freude über den epochemachenden Fund war eine umso größere, je empfindlicher wir die Enttäuschung langen Wartens empfunden hatten. Es war immer des unvergeßlichen KÖRNICKEs stiller Wunsch gewesen, eine vom Standpunkte der Geschichte der Kulturpflanzen geleitete methodische Erforschung der Euphrat-Länder in Gang zu bringen; aber leider hat er es nicht einmal erlebt, daß eine Anregung dazu von maßgebender Seite ins Werk gesetzt wurde. Für ihn war der Wunsch ein stiller geblieben, nachdem der versuchte Ausdruck desselben wiederholt an jenen Schranken verhallt war, die den Lebensnerv der Wissenschaft zu hüten berufen sind.

Es schien KÖRNICKE unbegreiflich, — und wer sollte nicht seiner Ansicht beitreten — wie man diese wichtigste aller Geschichtsfragen so lange unbeachtet lassen konnte, obgleich doch so viele namhafte, zum Teil hoch gefeierte Gelehrte in ihren Schriften, die den Ursprung von Kulturpflanzen behandelten, über die Bedeutung der einschlägigen Fragen keinen Zweifel gelassen haben. Erklärlich scheint mir dieses Außerachtlassen wichtiger Ziele wohl in erster Linie durch das gegenwärtig mangelnde Zusammenwirken der einzelnen Disziplinen, durch die zunehmende Entfremdung von der geschichtlichen Forschung in der Erdbeschreibung, vielleicht auch durch die verhältnismäßige Vernachlässigung der altklassischen Literatur im modernen Bildungsgange des Gelehrten. In früheren Zeiten holten sich Sprachforscher, Historiker und Geographen bei den Botanikern Rat, heute vermeidet selbst innerhalb einzelner Disziplinen der spezielle Fachmann, Belehrung zu holen bei dem Nachbar auf wissenschaftlichem Gebiet, und manchem erscheint ein solches „Aushorchen“ als etwas der individuell-selbstständigen Forschung Unwürdiges. Derartige Grundsätze können nur dazu beitragen, wissenschaftliches Banausentum groß zu ziehen.

---

[1]) Vgl. AARONSOHN und SCHWEINFURTH, „Die Auffindung des wilden Emmers in Nord-Palästina“ in Alt-Neuland III, Nr. 7 und 8, S. 216—220, und in Annales du service des antiquités Egyptiennes, le Caire 1907, p. 193—204.

Es liegt übrigens der Gedanke nahe, daß auch eine zweite, wegen der brüchigen Ährenspindel gleichfalls den primitiven zuzurechnende Kulturform des Weizens den Euphratländern entstammen könnte, der Spelt, dessen Anbau sich in weit beträchtlicherem Umfange erhalten hat als der immer mehr auf den Aussterbeetat gesetzte Emmer.

Über den Ursprung des Spelts ist man völlig im Unklaren. Von manchen Forschern wird angenommen, daß diese Unterart des Weizens sich erst in neuerer Epoche als Kulturform entwickelt habe. Man weiß indes, daß den Römern der späteren Kaiserzeit der Spelt bekannt war. Ältere Nachweise als das bekannte Edikt des Diocletian sind aus der Literatur nicht zu erbringen. In welchem Lande der Spelt zuerst aufgekommen sei, bleibt vorläufig eine offene Frage; denn eine wilde Urform, von der sich diese Kulturpflanze ableiten ließe, ist bisher nirgends aufzutreiben gewesen. Dagegen könnte vielleicht eine Art *Bromus* (*B. Arduennensis*), die ausschließlich in Belgien und daselbst nur auf Speltäckern wächst, uns annähernd auf die Fährte zur ursprünglichen Heimat des Spelts führen, wenn die Verbreitung des belgischen Unkrauts im wilden Florenbestande anderer Länder nachgewiesen werden sollte.

Von Wichtigkeit für die Beurteilung der AARONSOHNschen Nachrichten erscheinen mir einige Mitteilungen von FR. KÖRNICKE, die ich dem an mich unterm 2. Dezember 1907 gerichteten Schreiben entnehme:

„Sehr wünschenswert für mich wäre es, wenn AARONSOHN das Vorkommen des *Triticum dicoccoides* und des *Hordeum spontaneum* bis nach Mesopotamien, speziell nach Babylonien verfolgen könnte. Seine neuesten Angaben über *Tr. dicoccoides* und *Tr. aegilopoides* (*Tr. monococcum* var.) nehme ich als richtig an, da er sich auf meine ihm mitgeteilten Unterschiede zwischen beiden bezieht.

Im Handbuch des Getreidebaues I. S. 141 habe ich beim Ursprung der Gerste gesagt: „Wir finden sie also zuerst ungefähr an der Stelle des sagenhaften Paradieses. Dies ist umsomehr von Interesse, als die Gerste wahrscheinlich die erste Kulturpflanze der Welt bildete, eine Ansicht, welche wir schon in Plinius finden und die daher jedenfalls noch älter ist.“ Nun erhielt ich im Jahre 1894 von J. BORNMÜLLER eine Wildgerste, welche ich als *Hordeum ischnatherum* Coss. deute, eine Art, die sich nach COSSON nur durch feinere Grannen von *H. spontaneum* C. Koch unterscheidet. Er dürfte aber einen anderen Unterschied übersehen haben. Die äußere (Deck-)Spelze der unfruchtbaren Seitenährchen war nämlich spitz, nicht stumpf, wie bei *H. spontaneum* und bei unseren Kulturformen von *H. distichum*. In der Kultur zeigte sich die äußere Spelze spitz, zugespitzt, dabei sehr kurz und fein begrannt. Das ist, wie Mischlingsgersten zwischen *H. distichum* und *tetrastichum* zeigen, die erste Stufe zur Fruchtbarwerdung der Seitenreihen. Ich würde daher dieses *H. ischnatherum* als die Ursprungspflanze des *H. tetrastichum* und *H. hexastichum* ansehen. *H. spontaneum* C. Koch wäre alsdann diejenige des *H. distichum*.“

„Gesammelt hatte J. BORNMÜLLER dieses *Hordeum* in „Assyrien, Kurdistan, Biwandus an der persischen Grenze.“ Bei Biwandus sammelte er auch *Triticum aegilopoides*. FRIEDRICH DELITZSCH verlegte („Wo lag das Paradies?“ Leipzig 1881) das Paradies nach Babylonien und in seiner neuesten Schrift („Mehr Licht“) findet er, daß die Überlieferungen der alten Babylonier einen sehr bedeutenden Einfluß auf die Bildung und die Anschauungen der westlichen Völker ausgeübt haben. Es würde ihn vielleicht interessieren, zu wissen, daß auch mit großer Wahrscheinlichkeit der Ausgang der Kultur der Gerste und des Weizens von dort seinen Ursprung genommen hat. Ich will mich dabei nicht absolut darauf steifen, daß es unbedingt speziell Babylonien gewesen sein muß, aber fest halte ich daran, daß es die Euphrat-Länder waren, in denen zuerst diese Pflanzen in Anbau genommen wurden, und wodurch ein so ungeheurer Fortschritt in der Kultur der Menschheit geschah.“

In seinem letzten Briefe, den er kurz vor seinem Tode an mich schrieb, meldete FR. KÖRNICKE unterm 31. Dezember 1907 den Empfang der von Herrn AARONSOHN ihm zugesandten *Triticum*-Exemplare der letzten Reise:

„— *Triticum monococcum aegilopoides* war nur einmal vertreten und von AARONSOHN richtig bestimmt, obschon hier der Seitenzahn der Klappen auffallend kurz war, wie ich ihn so nicht kenne. *Triticum dicoccoides* war ebenfalls richtig bestimmt. Die Mannigfaltigkeit der Formen desselben ist für mich geradezu verblüffend· Ich habe sie möglichst genau beschrieben (auch die Maße der Veesen und eigentlichen Ährchen) und muß nun erst sehen, wie sie sich in der Kultur verhalten."

Eine erfolgreiche Fortführung dieser wichtigen Versuche des hochverdienten Mannes, die bereits in den Vereinigten Staaten von Nordamerika die Aufmerksamkeit des Ackerbauministeriums auf sich gezogen haben, ist nun zum Glück durch die stattgehabte Ernennung seines Sohnes, des Dr. MAX KÖRNICKE, zum Professor an der Landwirtschaftlichen Akademie von Bonn-Poppelsdorf gesichert. Die begonnenen Aussaaten der syrischen wilden Weizenformen sind von ihm in gute Obhut genommen worden und bei dem großen Interesse, daß er der Sache zuwendet, steht zu hoffen, daß die vom Vater hinterlassenen Aufzeichnungen seiner Zeit zusammen mit den Kulturergebnissen veröffentlicht werden.

Es seien hier nun die wichtigsten Stellen aus dem von A. AARONSOHN an Geh.-R. Prof. KÖRNICKE und an mich gerichteten Reiseberichte[1]) wiedergegeben:

Zichron-Jakob, 12. Oktober 1907.
bei Haifa.

„. . . . .

Auf meinen Reisen ist mir das *Lilium candidum* noch nicht begegnet, aber wie Sie mir gütigst geraten, will ich bei Gelegenheit mal darauf achten. Leider ist mir Ihr Brief erst bei der Rückkehr von meiner Reise zugestellt worden, so konnte ich mir bis jetzt die *Vicia narbonensis* noch nicht verschaffen. Sie wird allerdings als Futterpflanze im Hauran unter dem Namen Na'amân angebaut. Indes hoffe ich, imstande zu sein, mir die Samen baldigst zu verschaffen, um sie Ihnen noch rechtzeitig für Ihre Kulturen zukommen zu lassen."

---

[1]) Der als Sohn eines dortigen Kolonisten in Palästina aufgewachsene Verfasser des französisch geschriebenen Briefes hat seine wissenschaftliche Ausbildung vornehmlich auf der Landwirtschaftlichen Akademie von Grignon in Frankreich erhalten. Er ist deshalb der deutschen Sprache nicht in so hohem Grade mächtig, um selbst zum Druck geeignete Schriftstücke abfassen zu können.

„Ich komme nun zu meinen Reisen in diesem Sommer, und ich werde mir erlauben, Ihnen dieselben mit den Einzelheiten, die Sie interessieren, auseinanderzusetzen.“

„Ich hatte beschlossen, wie ich Ihnen bereits mitgeteilt zu haben glaube, zunächst und für sich die Region des Tabor[1]) zu untersuchen, dazu seine Umgebungen bis an den Jordan, bis nach Tiberias und Rosch-Pinah (Ssafed). Dann wollte ich nach meiner Rückkehr für einige Tage den Hauran durchziehen, um so an den Fuß des Hermon zu gelangen.“

„Meine erste Reise trat ich bereits am 9. Juni an. Ein 8stündiger Ritt zu Pferde brachte mich von meiner Wohnung zum Fuße des Tabor. Unterwegs habe ich eine Anzahl Exemplare von *Hordeum spontaneum* gesammelt. Am Tabor angelangt, wo wir eine Kolonie, Mesha, haben, fand ich die gesamte Vegetation vernichtet, die Ernte war vor einer Woche abgetan, es ließ sich nicht mehr auf ein erfolgreiches Botanisieren rechnen. Und doch schien im Frühjahr die Vegetation arg im Rückstande befindlich, wegen der ungewöhnlichen Winterkälte. Hier in Zichron, bei 170 m Meereshöhe, hatten wir drei Nächte hintereinander Fröste, einmal sogar bis zu — 4° C. Dabei war aber nur geringer Regenfall gewesen, und im Mai hatte es große Hitze gegeben. Hier und da stieß man noch auf einzelne *Hordeum spontaneum*, aber nirgends auf Spuren von *Triticum*. Alles war aber dermaßen verdorrt, daß ich nicht zu behaupten wage, es seien keine vorhanden. Um darüber Gewißheit zu erlangen, müßte man zu einer Zeit dahin zurückkehren, wo die Vegetation die günstigsten Bedingungen gewährt. Da ich nun alles um mich herum so verdorrt sah, fürchtete ich, mich am Hermon ebenso zu verspäten und so entschloß ich mich, gleich direkt dahin aufzubrechen und ohne zuerst nach Hause zurückzukehren, um mich dort, wie ich zuerst beabsichtigt hatte, eigens dazu auszurüsten.

Ich formierte also meine Karawane von neuem und entwarf ein neues Itinerar. Die erfolglose Besteigung des Tabor hatte ich am 10. Juni ins Werk gesetzt. Zu meiner Beruhigung unternahm ich noch einen Ausflug zum Jordan, bis zur Einmündung der Jarmuta, aber auch hier war jede Vegetation verschwunden und keine Spur von *Triticum* übrig geblieben. Am 12. Juni machte ich mich schließlich von Tiberias auf nach Rosch-Pinah. Ich unternahm weite Streifzüge im Tal und in der Ebene von Mendschel (Magdala) — am Ghuwêr (dem kleinen Ghôr) — in der Hoffnung, auf den Getreidefeldern, die man hier bewässert (man treibt dort sogar Reisbau) schließlich das so ersehnte *Triticum* ausfindig zu machen, aber alles war vergeblich."

---

[1]) Am Tabor wurde die wilde Gerste schon 1846 von BOISSIER beobachtet und in Diagn. pl. Or. Ser. I Nr. XIII S. 70 (1853) als neue Art *Hordeum Ithaburense* beschrieben. G. S.

„Erst als ich den See verlassen und oberhalb Chan Minieh-el-Tabigha auf dem Wege zum Chan-Dschubb-Jussuf bei 50 m Meereshöhe (150 m über dem See) angelangt war, erspähte ich die ersten Ähren von *Triticum dicoccoides.* Die Exemplare aber waren jedenfalls schon seit langem reif, denn nicht eine einzige Ähre war ganz geblieben, nur die untersten Ährchen waren haften geblieben, und auch diese lösten sich bei der geringsten Erschütterung ab. Von diesem Platze an bis nach Rosch-Pinah stieß ich fortwährend auf das *Triticum.* Besonders war es eine wohlentwickelte, mit großer Ähre und großen Körnern, mit schwarzen Grannen, Spelzen und selbst mit schwarzer Spindel versehene Form, die mir hier begegnete. Das *Triticum* ist hier klumpenweise verbreitet, aber nie in geselligen Scharen anzutreffen. Es treibt viele Halme, einzelne Stöcke zeigen 10—12 Ähren, oder mindestens ebenso viele Ährenstümpfe. Die Länge der Halme übersteigt nie 0,6 m und bleibt sogar gewöhnlich darunter. Die Pflanze findet sich besonders in Büschen von *Echinops viscosus,* von *Ononis antiquorum, Prosopis Stephaniana. Alhagi* u. dgl., und zwar in Gesellschaft von *Hordeum bulbosum.* fast immer in der von *Hordeum spontaneum,* so daß ich alsbald die Beobachtung machte, die ich in der Folge während meiner übrigen Reise bestätigt fand, daß nämlich *Hordeum spontaneum* sich häufig allein und ohne *Triticum* vorfand, aber so gut wie nie dieses ohne jenes. Ich glaube die Beständigkeit dieses Zugeselltseins verdiente Beachtung, sobald man die Frage erörtert, welche von beiden zuerst in Kultur genommen sein mag. Wäre die Wiege dieser Kulturen für Palästina und für das zentrale Syrien sicher in Anspruch zu nehmen, so hätten unsere Altvordern fast ebensoviel Gelegenheit gehabt, den Anbau des Weizens sich eigen zu machen wie den der Gerste, ja vielleicht sogar den von beiden zugleich und zur selben Zeit in die Hand zu nehmen."

„Eine andere Beobachtung, die ich schon früher gemacht und inzwischen stets bestätigt gefunden habe, ist die, daß dieses *Triticum* die am meisten besonnten Lagen bevorzugt, möglichst steinige voller Kieselknollen und wo die Erdkrume am meisten verbrannt und am wenigsten tief abgelagert erscheint. Das sind vornehmlich die Risse und Spalten im festen und harten Nummulitenkalk, der bei seiner Verwitterung eine feste, rote und sehr eisenhaltige Erde erzeugt. Sobald man die weniger Gerölle darbietenden kleinen Plateauhöhen erreicht hat, wo das Erdreich ein besseres wird, ist das *Triticum* seltener anzutreffen, es verschwindet schließlich gänzlich. Überhaupt erscheint das *Triticum* in der Umgegend von Rosch-Pinah (Dscha'ûneh der Karten), und das bestätigte sich auch anderwärts, in dieser Hinsicht von großer Widerstandskraft, und ich glaube, daß man künftighin die vorzunehmenden Hybridationen, vermittelst der von dieser Örtlichkeit stammenden Samen auszuführen haben wird, um zugleich kräftigste[1]) und anspruchloseste Kulturformen zu erzielen. Die Übergänge zwischen den völlig schwarzen Ähren und den nur schwarzgefleckten sind zahlreich. Die Grannen erreichen 14 und sogar 15 cm Länge".

„Am 13. Juni unternahm ich die Besteigung des Dschebel-Kana'an, um festzustellen, ob das *Triticum* bis zum Gipfel verbreitet ist. Ich erklomm den Berg auf der Nordseite, indem ich unten über Schichten des Senon und erst gegen die Spitze zu auf Eocän zu schreiten hatte. *Hordeum spontaneum* findet sich sehr häufig, aber es gelang mir nicht, hier das *Triticum* ausfindig zu machen. Es hatte hier den Anschein, als machte die Verbreitung desselben am Fuße des Berges Halt. Mein Barometer von BOHNE gab zwischen Fuß und Gipfel des Dschebel-Kana'an einen Unterschied von ungefähr 650 m zu erkennen. Als ich aber auf dem Rückwege an der Ostseite des Berges hinabstieg, stieß ich von neuem auf das *Triticum*, das hier in Gesellschaft von *Hordeum spontaneum* auf eocänem Terrain und am Rande von Steinhaufen wuchs, die teils aus den Überbleibseln alter Terrassenmauern, teils von zersetzten Felsschichten dargestellt wurden. Dies ist die höchstgelegene Örtlichkeit des *Triticum dicoccoides*. Übrigens habe ich Ihnen gleich zu bekennen, daß meine Höhenangaben vorläufig nur als annähernd richtige betrachtet werden können. Meine Ablesungen sind sehr sorgfältig, sehr zahlreich und stets im Zusammenhange mit gleichzeitigen Thermometerablesungen (Schleuder-Th.) an allen Punkten vorgenommen, die ein topographisches, geographisches oder pflanzliches Interesse darboten. Da meine Ablesungen so zahlreiche waren, habe ich bis jetzt noch nicht Zeit gefunden, sie zu berechnen und eine hypsometrische Tafel meiner Örtlichkeiten herzustellen.

---

[1]) Dr. DAVID FAIRCHILD, der im Ackerbauministerium zu Washington dem Bureau der Pflanzeneinführungen vorsteht, läßt jetzt Versuche dieser Art mit einigen Sämereien anstellen, die er von AARONSOHN aus Palästina erhielt. G. S.

Das Wunderbarste bei dieser Lokalität von Rosch-Pinah war der Umstand, daß, als ich die Weinberge wieder aufsuchte, wo ich im vergangenen Jahre den ersten Stock von *Triticum dicocooides* aufgefunden hatte, ich daselbst auch nicht einen Halm von der Pflanze mehr ausfindig zu machen imstande war. So mußte ich mich denn mit meiner Ausbeute vom Dschebel-Kana'an und der bei Chan-Dschubb-Jussuf gemachten begnügen."

„Ich verließ Rosch-Pinah am 14. Juni und begab mich in aller Eile nach Banias (Caesarea Philippi). Unterwegs fand sich kein *Triticum.* Die Umgebung von Rosch-Pinah scheint demnach eine isolierte Kolonie des *Triticum* darzustellen. Aber die Grenzen derselben müßten in geeigneter Jahreszeit, wenn die Vegetation weniger vorgeschritten, festgestellt werden, um zu sehen, ob nicht am Ende nach Osten zu ein Anschluß gegeben ist, gegen den Jordan hin und zum Dscholan am Hermon."

„Am 15. Juni nahm ich meinen Weg von Banias nach Medschdel-esch-Schems. Kein *Triticum* wurde unterwegs sichtbar. Um eine Strecke auf dem Plateau des Dscholan marschieren zu können, war ich noch Ostnordost abgeschwenkt, und statt der geraden Straße zu folgen, wandte ich mich von 'Ain-Fit nach Skek. Man war da in voller Ernte. Es gibt dort auch eine schöne Forstvegetation, wenigstens das, was wir in Syrien darunter verstehen. Einem Europäer, der an andere Wälder gewöhnt ist, würde die Bezeichnung etwas pomphaft erscheinen. Ich fand Gelegenheit daselbst zu reicher botanischer Ausbeute, aber keine Spur von *Triticum.* Mit gleichem Mißerfolg umging ich den See Phiala, erhielt aber zur Entschädigung schöne Exemplare des *Potamogeton crispus var. Phialensis* und *Pot. Phialae* POST[1]".

„Am 16. Juni verließ ich Medschdel und wandte mich nach 'Arny, auf diese Art den umgekehrten Weg verfolgend, als im vorigen Jahr. Kaum hatte ich das erstgenannte Dorf verlassen, so stieß ich bereits auf das *Triticum,* in Gesellschaft von *Hordeum spontaneum* und in Büschen von *Ononis antiquorum* und *Poterium spinosum* versteckt, hier auf Gestein und Mergel von jurassischer

---

[1] Nach GRAEBNER in ENGLERS Pflanzenreich, 31. Heft, S. 120, 1907 eine Varietät von *P. trichoides.*

Herkunft. Dagegen ist das *Triticum* in der Umgend von el-Hadr, wo jüngere vulkanische Bildungen, sehr selten. Es wird aber wieder häufig, sobald wir den Basalt verlassen, um abermals die Basaltite der älteren Ausbrüche und den Sandstein zu betreten. Das *Triticum* war hier von mehr schwächlichem Wuchs und erreichte nicht mehr als 30—40 cm Höhe. Die Ähren, wenig voll und sehr kurz, befanden sich zudem in nur unvollkommenem Reifezustande. Von nun an gestaltet sich die Vegetation in voller Entwicklung, und ich machte reiche Ausbeute von mehreren für die Region durchaus neuen Gewächsen, die bisher nur weiter nördlich bekannt waren. Das *Triticum* wird immer häufiger, je weiter ich nach Norden vordringe. Zugleich erreichen die Halme eine bedeutendere Länge. Von 30 cm Länge bei Medschdel wachsen sie bei 'Arny zu 60 – 75 cm an, und ich traf Stellen, die sich wie ein Kornfeld ausnahmen, das von Unkraut überwuchert nur wenige Ähren sichtbar werden läßt. Dieser Anblick bietet sich häufig auf der folgenden Strecke bis zu der Umgegend von 'Arny und dann noch während der folgenden Tage den Blicken des Reisenden dar. Bei 1500 – 1700 m ist das *Triticum* noch in Menge an den nach Osten gerichten Abfällen anzutreffen. Auf den minder steinigen Parzellen werden hier übrigens häufig Kichererbsen (*Cicer arietinum*) angebaut. Diese Kultur geht noch weit höher hinauf. Die Felsen sind mit *Centranthus longiflorus* geschmückt. Am Wasserrande wächst ***Arum hygrophilum*** und dergl."

„Wir waren am Abend in 'Arny eingetroffen, und der 17. Juli wurde zunächst dazu verwendet, die Umgegend zu mustern, die Felder zu durchsuchen und botanische Ausbeute zu machen. *Triticum* fand ich allerorten. Aber die Ähre ist hier weniger breit und kräftig ausgebildet als bei Rosch-Pinah. Die Pflanze steigt hoch hinan, man trifft sie noch in der Zone von *Biebersteinia multifida*, die kaum tiefer als 2000 m auftritt. Alle Felder bei 'Arny sind bewässert und man treibt mit dem Wasser Verschwendung, indem man es sozusagen ununterbrochen laufen läßt, sowohl über die Weizenfelder als auch über die Kartoffeln, ja selbst über die Kichererbsen, die bei uns (Galiläa und Judäa) keine Berieselung vertragen. Dabei ist zu bemerken, daß dieses Wasser, da es unmittelbar vom geschmolzenen Schnee, bevor es noch irgend etwas im Boden hätte auflösen können, herunter kommt, somit keine befruchtenden Bestandteile mit sich führt; vielmehr muß es den Boden auslaugen. Außerdem ist die Temperatur des Wassers eine sehr niedrige. Diesem Umstande ist es zuzuschreiben, daß der

Weizen hier ungefähr zehn Monate von der Aussaat bis zur Ernte in Anspruch nimmt.“

„Am 18. Juni schickte ich mich zur Besteigung des Hermon an. Ich hatte das Glück, ein Prachtexemplar von *Dianthus Libanotis* zu erbeuten. Ich fand auch schöne Exemplare von *Linum toxicum*, *Fritillaria Hermonis* u. dgl. *Triticum* verschwindet bei ungefähr 1700—1800 m. Das *Hordeum* steigt etwas höher hinauf. Die in Palästina und Syrien als Gemüse verwandte[1] *Gundelia Tournefortii* steigt noch höher, mindestens bis 200—300 m unterhalb der ersten Schneefelder.“

„Es wird Ihnen gewiß von Interesse sein, zu erfahren, daß ich das Glück hatte, nahe an der Spitze des Hermon schöne Versteinerungen aufzufinden. Es waren *Rhynchonella* und andere Leitfossilien unserer Juraformation. Diese werden bezeugen, daß dieselbe von weit größerer Ausdehnung erscheint, als FRAAS und besonders NOETLING geglaubt haben. Außerdem machte ich am folgenden Tage auf dem Wege nach Raschaya in dieser Richtung noch weit bemerkenswertere geologische Funde.

Am 19. Juni verließ ich ’Arny̌ und begab mich auf dem Wege über er-Rime nach Raschaya. Bis zu diesem Tage, und obgleich meine Aufmerksamkeit beständig auf diesen Gegenstand gerichtet war, hatte ich immer nur die eine Art *Triticum dicoccoides* allein aufgefunden. Als ich aber das im Norden von er-Rime befindliche Uadi aufwärts ging, stieß ich bei 1600—1700 m auf den ersten Stock von *Triticum monococcum aegilopoides*, zunächst für sich wachsend, dann gemischt mit *Tr. dicoccoides*, schließlich bei gegen 1900 m Meereshöhe mit gebautem Weizen zusammen wachsend. Denn bei dieser Höhe wird hier noch Weizen angebaut, desgleichen die Kichererbse.

Tr. monococcum hatte ich auf dem ganzen Herwege gesucht, aber erst hier bin ich seiner ansichtig geworden, und ich glaube die Versicherung abgeben zu können, daß es weiter südlich, etwa hinter er-Rime nicht mehr aufzutreiben sein dürfte. Ich sammelte auch mehrere für die Gegend neue Pflanzen ein, so z. B. *Hammatolobium lotoides* Fenzl u. a.

---

[1] Die Pflanze wird vielfach auch roh gegessen. So fiel das einzige Exemplar dieser merkwürdigen distelähnlichen Composite, das mir an der äußersten Nordostgrenze Ägyptens, an der Straße von El-’Arîsch nach Gaza, begegnete, der Naschhaftigkeit meiner Begleiter zum Opfer. Ich habe in Mém. Inst. Eg. II, p. 799 den arabischen Namen „Goeyb“ angegeben. Der schriftarabische Name ist ʿakkûb. Vermutlich habe ich die erste Silbe überhört. Vgl. auch LÖW, Aram. Pflanzennamen, S. 292, 429. P. Ascherson.

Mit besonderem Interesse beobachtete ich das gegenseitige Verhalten der drei wilden Getreidearten. Wir mußten den Hermon auf der 'Akabet-el-Farras genannten Paßhöhe, die nahezu 2500 m hat, überschreiten. Wir gingen da von neuem über Schnee. Auf der anderen Seite des Passes, bei ungefähr 2200 m, sieht man abermals das erste *Hordeum spontaneum*, das *Triticum dicoccum* aber tritt weit tiefer auf. Das *Tr. monococcum* konnte ich nicht mehr ausfindig machen."

„Ich nahm den Umweg über Krum-ed-Dschebel und besuchte die Weinberge, von wo KOTSCHY ohne Zweifel jenes Exemplar (des Wiener Museums) mitgebracht hat, das Sie so berühmt gemacht haben. Ich sammelte dort von diesem *Triticum dicoccoides* zahlreiche Exemplare, aber ihr Reifezustand ließ viel zu wünschen. *Tr. monococcum* war nicht zu finden. Am Abend trafen wir in Raschaya ein."

„Um über die Verbreitung des *Triticum* nach Osten Aufklärung zu erlangen, entschloß ich mich, von Raschaya nach Katana und nach Damaskus aufzubrechen und womöglich auf diese Weise den Spuren der Pflanze zu folgen. Ich verließ also Raschaya am 20. Juni und wandte mich auf dem von KOTSCHY begangenen Wege nach Katana. An einen Abstieg nach Sahalet-Kefr-Kûk war nicht zu denken, da diese Mulde jetzt unter Wasser stand. In dem Dorfe Aiha selbst fand ich zwischen Felsen einen Stock von *Tr. monococcum*. Das *Tr. dicoccoides* wurde nun selten und hörte bald ganz auf. Als ich aber auf der Höhe von Rahle angelangt war, stieß ich plötzlich auf wahre Felder von beiden *Triticum*arten, ich fand sie überall in den Kichererbsenfeldern, an Wegrändern und in allen strauchartig wachsenden Büschen. *Tr. dicoccoides* ist vorwaltend verbreitet. Es ist hier noch nicht völlig ausgereift. Das *Tr. monococcum aegilopoides* hat nicht sein gewöhnliches Aussehen. Während ich dasselbe früher stets von weitem und von Pferde aus erkennen konnte, hatte es hier in so hohem Grade die Tracht des *Tr. dicoccoides* angenommen, daß ich, um es zu unterscheiden, mich tief hinabbeugen, ja daß ich vom Pferde steigen mußte, um die betreffenden Arten nach ihren botanischen Merkmalen in Vergleich ziehen zu können. Der Überfluß an *Triticum* dauert an, solange wir auf felsigem Boden einherschreiten. Vollständig verschwunden sind sie in der Umgegend des Baß-es-Suäd genannten Sumpfes. Weiterhin tritt das *Triticum* nochmals auf bis zum Bîr-el-Kanâ, von wo an es endgültig verschwindet und wo ich es auf dieser Reise zum letzten Mal gesehen habe.“

„Hier sind wir bereits auf der großen Hochebene, die sich ohne Unterbrechung bis Damaskus hinzieht. Sie hat ein wüstenhaftes Aussehen durch die ihr eigene Vegetation, um von dem Augenblick an, wo Bewässerung möglich wird, einer paradiesischen Pflanzenfülle zu weichen. In Katana rastete ich ein wenig, um von der dort kultivierten zweizeiligen Gerste Exemplare zu erlangen und um zu botanisieren. Alles war daselbst dürr und versengt, mit Ausnahme der Wasserränder. In diesem Uadi war es, wo ich seit Banias wieder die ersten *Melanopsis* und *Neritina* antraf. Die Wasserläufe am Hermon enthalten keine. Am Abend langte ich in Damaskus an.“

„Den 21. Juni verbrachte ich mit Umherstreifen in den Pflanzungen und Obstgärten von Damaskus, um mir von verschiedenen Fruchtarten, besonders von Aprikosenbäumen, Pfropfreiser zu verschaffen. Von den letztgenannten habe ich 8 nach Form, Geschmack und Reifezeit sehr verschiedene Spielarten mitgebracht, die ich in unseren Gärten gepfropft habe und die insgesamt gedeihen. Ich sammelte Ähren der verschiedenen Weizenarten ein, die hier angebaut werden usw. Der Saflor *(Carthamus tinctorius)*, den ich in Damaskus studieren zu können hoffte, da sein Anbau hier betrieben wird, war unglücklicherweise kaum noch in Blüte.“

„Die Frage nach dem Verbreitungsgebiete der *Triticum*arten, die mein Sinnen ganz in Anspruch nahm, besonders das Vordringen des *Tr. dicoccoides* gegen Norden mußte indes unbeantwortet bleiben. Die mir zu Gebote stehenden Geldmittel machten eine weitere Ausdehnung meiner Reise nach Norden unmöglich. Dennoch wollte ich, bevor ich gänzlich darauf verzichtete, noch einen Versuch wagen.“

„Ich begab mich daher am 22. Juni auf der Beiruter Eisenbahn von Damaskus nach Zebdani und verbrachte den ganzen Tag mit Umherklettern in den Bergen der Umgegend, immer in der Hoffnung, das *Triticum dicoccoides* aufzufinden. Ich war hier im Antilibanon und befand mich kaum erst 50 km nördlich von Raschaya und Kefr Kûk, wo die Pflanze sich in so großer Menge vorfindet. Dagegen fand ich hier, ganz sicher in wildem Zustande, das *Secale montanum* und ich glaube, der Erste zu sein, der die Pflanze in diesen Gegenden anzugeben vermochte. Bereits am Tage zuvor hatte ich in den Weizenfeldern von Damaskus einige Exemplare von *Secale* gesammelt. Aber das beweist noch nicht, daß keine Aussicht vorhanden sei, nun auch das *Triticum*, wenn man danach suchen wollte, weiter im Norden aufzufinden."

„Sie sehen also, verehrter Meister, daß ich es mir zur Aufgabe gestellt hatte, diese *Triticum*-Frage aufzuklären, daß es mir aber nicht geglückt ist. Nichts wissen wir zurzeit noch über die mögliche Verbreitung des *Triticum dicoccoides* nach Westen, gegen Coelesyrien zu und zum Libanon, und noch weniger wissen wir von seiner Verbreitung nach Norden, wohin ich so gern seinen Spuren gefolgt wäre, wenn es anging, bis nach Mesopotamien.

Dieses notgedrungene Verzichtleisten erfüllt mich mit umsogrößerer Betrübnis, als ich mich für die Aufgabe hinreichend vorbereitet glaube, sowohl infolge meiner früheren Studien als auch durch die lange Erfahrung, die ich, bewandert in den Sprachen, die man dort spricht, mir von dem Lande und von seinen Bewohnern erworben habe."

Nachschrift.

Nach einem Briefe des Herrn AARONSOHN an Professor SCHWEINFURTH d. d. Jericho, den 22. April 1908 hat derselbe in der zweiten Hälfte dieses Monats den wilden Emmer in ansehnlicher Verbreitung in der Landschaft Gilead (südliches Ostjordanland, Jericho gegenüber) gefunden. Die sehr interessanten Einzelheiten dieses Fundes werden anderweitig veröffentlicht werden.

Es scheint mir aber von Interesse, hier die Zusammenfassung mitzuteilen, welche Herr AARONSOHN von der Beschaffenheit der bisher von ihm nachgewiesenen Fundorte dieser wilden Getreideart gibt. „Überall findet sich *Triticum dicoccum* an den gleichen Standorten: in Felsspalten, an Orten, wo die Erdkrume über dem Gestein nur dünn ist, an den dürrsten, völlig verbrannten Stellen ohne allen Schutz und stets in Gesellschaft des *Hordeum spontaneum*. Dies scheint mir die Hoffnung zu rechtfertigen, daß es gelingen wird, durch Zuchtwahl und Kreuzung aus ihm Kulturrassen zu züchten, die wegen ihrer geringen Ansprüche an Bodenkraft und Bewässerung ermöglichen werden, das Areal der Weizenkultur erheblich zu erweitern."

„Da, wo die durch Verwitterung gebildete „Terra rossa" eine größere Mächtigkeit gewinnt, wo also der Boden fruchtbar und die Vegetation reichlicher wird, kann sich das *Triticum* nur im Schutze rasenförmig wachsender Sträucher und großer Stauden halten, wie *Poterium spinosum*, *Cistus villosus*, *Centaurea* u. a. (vgl. oben S. 315—317). Dies bestätigt sich am Hermon, bei Rosch Pinah und jetzt wieder im Lande Gilead."

„Was das geologische Alter der Gesteine betrifft, so habe ich das *Triticum* bereits beobachtet auf jurassischen Kalken und Dolomiten, nubischem Sandstein, mehr oder weniger dolomitischen Kalken des Cenoman, harten Kalken des Untereocän, nicht zu vergessen die Basalte und Basaltite. Es scheint nur zu vermeiden die Gesteine des Senon (bei uns meist weiche Kalke und Kieselgesteine) und das Uârî (Konglomerat aus Elementen von Senonischer Abkunft)."

„Dies habe ich sowohl in Gilead als in den Umgebungen von Rosch Pinah bei Ssafed beobachtet; namentlich an dem letztgenannten Orte konnte ich mich von dem Fehlen des *Triticum* auf der Senonformation überzeugen, welche dort sehr reich und mannigfaltig, durch Mergel, bituminöse Kalke und Kreide mit *Schloenbachia Olivetti* usw. vertreten ist."

„Was mir ebenfalls sehr wichtig erscheint, namentlich im Hinblick auf meine künftigen Untersuchungen, ist der Umstand, daß *Triticum dicoccum* die extremen klimatischen Bedingungen nicht scheut. Seine vertikale Verbreitung erstreckt sich über mehr als 2000 m von 100—150 m unterhalb des Mittelmeerspiegels in der Nähe des Jabbok (östlicher Zufluß des Jordan oberhalb Jericho) bis 1800—1900 m über dem Meere am Hermon. Es ist eine Pflanze des Felsbodens und vermeidet in den untersuchten Gebieten die weiten Ebenen und die Steppen. Ich habe es nirgends im Ghôr (Jordantal) finden können, weder voriges Jahr, wo ich es von Tiberias aus untersuchte (s. oben S. 314), noch dieses Jahr vom Einfluß des Jabbok an. Ebenso verschwindet es auf dem Wege von Raschaya nach Katana, sobald man das Senon und die östliche Steppe erreicht. Es scheint nicht einmal bis an den Rand des Felsbodens vorzudringen, sondern läßt eine Art Schutzstreifen zwischen dem Fels und den Alluvial- und Diluvialböden unbesetzt. Allerdings könnte man das Fehlen der Pflanze im Ghôr auch durch dessen tiefe Depression unter dem Meeresspiegel erklären, welche ihr möglicherweise nicht zusagt. Jedenfalls scheint es mir zweifelhaft, ob man das *Triticum* in den weiten Niederungen Mesopotamiens an den Ufern des Euphrat und Tigris finden wird.

Auch dort wäre es zunächst auf Felsboden am Rande der Flußtäler zu suchen.“

„Eine Aufgabe weiterer Untersuchungen wäre es nun, das *Triticum* nach Südosten im Moabiter-Lande und nach Arabien hin, sowie nach Nordwesten längs des Libanon und Antilibanon zu verfolgen. Ferner wäre es im cisjordanischen Palästina zu suchen, wo es schwerlich auf das Gebiet zwischen Rosch Pinah und dem See von Tiberias beschränkt sein wird.“

P. ASCHERSON.

---

37. A. J. Nabokich: Über die Ausscheidung von Kohlensäure aus toten Pflanzenteilen.

(Vorläufige Mitteilung.)

(Eingegangen am 23. April 1908.)

Die Gleichung der Alkoholgärung erfordert auf 100 Teile Kohlensäure die Bildung von 104,5 Teilen Alkohol. Indem ich das Verhältnis der Bildung von CO_2 und C_2H_5OH bei der intramolekularen Atmung verschiedener Pflanzenorganismen studierte, überzeugte ich mich, daß die Versuche oft nicht das theoretisch geforderte Verhältnis ergeben. In den meisten Fällen wird ein Übermaß von Kohlensäure konstatiert.

Sorgfältige Bestimmung der CO_2 und des C_2H_5OH schließt bei der Methodik, der ich mich bediente, jeden Irrtum aus. Die Erscheinung blieb für mich rätselhaft und ich habe sehr viel Mühe darauf verwendet, ihre Ursache aufzudecken.

Ein Überschuß von Kohlensäure kann verschiedenen Ursprungs sein; es ist aber sehr wahrscheinlich, daß dabei immer stickstoffhaltige Produkte des Eiweißzerfalles eine große Rolle spielen. Die Pflanzenmassen enthalten stets mehr oder weniger ansehnliche Quantitäten schwach gebundener Kohlensäure, die ohne Mitwirkung der Atmungsprozesse, der sog. Fermente und der Bakterien sich aus Pflanzenstoffen ausscheidet.

Den einfachsten Fall dieser sekundären Prozesse beobachtete ich bei Schimmelpilzen.

Wenn eine langfristige aërobe Kultur von *Penicillium glaucum* im Vakuum nach vollständigem Auspumpen der ungebundenen Kohlensäure der Einwirkung irgendwelcher Säurelösung unterworfen wird, dann gelingt es leicht, während einiger Minuten neue Quantitäten von CO_2 (oft bis zu 0,3 g) zu erhalten. Als Quelle der CO_2 wurde hier kohlensaures Ammonium nachgewiesen. Bei dauernder aërober Erziehung von Schimmelpilzen auf eiweißhaltigen Nährsubstraten wird ein Teil der Atmungskohlensäure durch gleichzeitig sich bildendes Ammoniak zurückgehalten. Da im anaëroben Stoffwechsel oft organische Säuren gebildet werden, kann die Kohlensäureausscheidung bei den in sauerstoffreie Atmosphäre versetzen Pilzen nach und nach selbständig vor sich gehen. Man glaubt, die Erscheinungen einer lang andauernden, von dem Vorhandensein von Kohlehydraten ganz unabhängigen intramolekularen Atmung des lebenden Pilzes vor sich zu haben. Dieselbe Kohlensäuremenge kann aber, wie gesagt, durch Einwirkung von künstlich zugeführter freier Säure momentan erhalten werden.

In diesem Falle haben wir also keine Atmungserscheinung, sondern eine sekundäre Ausscheidung derjenigen Kohlensäure, welche bei der normalen Atmung gebildet und gebunden war.

Die intramolekulare Atmung der Samen von *Lupinus mutabilis* wird im Gegensatz zu *Pisum sativum* von starkem Eiweißzerfall begleitet. Es ist sehr wahrscheinlich, daß dabei einige Produkte des Eiweißzerfalles sekundär Kohlensäure abspalten. Ich habe öfters einen Überschuß von CO_2 gegen C_2H_5OH bis zu 0,2–0,3 g auf 1—2 g der flüchtigen Gärungsprodukte beobachtet, gerade in solchen Kulturen, welche starken Verbrauch von Eiweißstoffen und Kohlehydraten im Vakuum zeigten. Ich werde übrigens über diesen Fall später besonders berichten, da hier ziemlich verwickelte Erscheinungen des Stoffwechsels der Samen zusammenwirken.

Ich gehe jetzt zu einem dritten, allgemein bei den verschiedensten Objekten zu beobachtenden Fall der Ausscheidung von Kohlensäure über.

Wenn trockene oder gequollene Samen oder Keimlinge von *Helianthus, Lupinus luteus, Vicia Faba*, Hutpilze (*Agaricus*) usw. auf irgend welche Weise getötet werden, so scheidet der leblose Pflanzenstoff, ins Vakuum versetzt, während längerer Zeit Kohlensäure aus. Die Ausscheidung von CO_2 ist keine Ferment- resp. Bakterienwirkung. Es ist gleichgültig, ob die Pflanzen durch niedrige Temperatur (Gefrierungsmethode von Palladin), durch kochende Lösungen von Phosphor- oder Weinsäure, durch überhitzten Wasserdampf (110—120 ° C) oder durch Sterilisieren bei 120 ° C im Autoklaven getötet sind.

Bei allen erwähnten Abtötungsarten beobachtete ich den nämlichen Verlauf der Kohlensäureausscheidung. Die größte Menge der CO_2 wird gleich nach der Abtötung ausgeschieden, die Ausscheidung dauert aber lange Zeit, nach und nach erlöschend, und kann durch Temperaturerhöhung (Sterilisieren) wieder angeregt werden. Der anaërobe Stoffwechsel der Pflanzen scheint die Bildung solcher Produkte zu begünstigen, welche nach der Tötung der Pflanzen CO_2 abscheiden.

Ich führe einige Versuchsprotokolle an.

I.

Sterile Keimlinge von *Lupinus luteus*, aus vor der Keimung durch Sublimat sterilisierten Samen erzogen, 3 Tage alt. 6 Portionen à 205 Stück, entsprechend je 25 g Samen. Die Portionen 1, 2, 3 und 4 waren nach Entfernen der ungebundenen Kohlensäure durch Kälte (Behandlung mit flüssiger CO_2 und Äther in geschlossenen Vakuumkolben) getötet. Aseptische Behandlung während der ganzen Versuchsdauer. Bestimmung der Kohlensäure mittelst Geryk-Ölluftpumpe und Natronkalkröhre bei vorhergehendem Trocknen des Gases über H_2SO_4 conc. und P_2O_5-Pulver. Bestimmung des C_2H_5OH mittelst REISCHAUERscher Pyknometer von 50 ccm Inhalt nach saurer und alkalischer Destillation. Keine Aldehyde und flüchtige Säuren zu konstatieren, was für alle Versuche zu bemerken ist. Keine Bakterien.

Gefrorene Pflanzen gaben bei halbstündigem Auspumpen (Vakuum 0,15 mm):

1.	2.	3.
1/2 St. . . 14 mg CO_2	1/2 St. . . 11 mg CO_2	1/2 St. . . 10 mg CO_2

Nach Auftauen und Erwärmen bis 20 ° C im Vakuum:

3/4 St.	26 mg CO_2
11 „	22 „ „
12 „	11 „ „
24 „	5 „ „
24 „	3 „ „
In 72 St.	0,067 g CO_2
„ „ „	0,045 g C_2H_5OH

1 St.	20 mg CO_2
23 „	23 „ „
24 „	5 „ „
In 48 St.	0,048 g CO_2
„ „ „	0,088 g C_2H_5OH

1 St.	20 mg CO_2
46 „	30 „ „
In 47 St.	0,050 g CO_2
„ „ „	0,095 g C_2H_5OH

4.

Lebende Keimlinge im Vakuum.

Nach 24 St.	0,137 g CO_2
„ 24 „	0,172 „ „
In 48 St.	0,309 g CO_2
„ 48 „	0,423 g C_2H_5OH

Alkoholgehalt vor dem Versuch.

5. Gefrorene Portion	0,096 g
6. Ungefrorene Portion	0,098 „

II.

Sterile Keimlinge von *Lupinus luteus,* 2 Tage alt. Zwei Portionen à 250 Stück. Im Vakuum durch kochende Säurelösung getötet.

Atmungskohlensäure aus den lebenden Objekten durch halbstündiges Evakuieren extrahiert:

1.		2.	
1/2 St.	17 mg CO_2	1/2 St.	19 mg CO_2

Nach Abtötung und Abkühlung bis 20 ° C im Vakuum:

Phosphorsäure 4 pCt.		Weinsäure 9 pCt.	
1 St.	12 mg CO_2	1 St.	13 mg CO_2
6 „	7 „ „	6 „	7 „ „
14 „	12 „ „	14 „	18 „ „
8 „	11 „ „	8 „	3 „ „
16 „	2 „ „	16 „	2 „ „
44 „	1 „ „	44 „	1 „ „
In 89 St.	0,045 g CO_2	In 89 St.	0,044 g CO_2

III.

300 g 9tägiger Keimlinge von *Helianthus annuus* ohne Wurzeln. Nach halbstündigem Evakuieren bis 0,15 mm durch überhitzten (120 ° C) Wasserdampf momentan getötet, im Autoklaven bei 120 ° C sterilisiert und abgekühlt. Die leblose Pflanzenmasse gab:

1. 150 g

Nach 3 St. . .	40 mg CO_2
„ 12 „ . .	7 „ „
„ 9 „ . .	5 „ „
„ 11 „ . .	6 „ „
„ 23 „ . .	3 „ „
„ 22 „ . .	2 „ „
In 86 St. . .	0,063 g CO_2

2. 150 g

Nach 1 St. . .	16 mg CO_2
„ 7 „ . .	10 „ „
„ 16 „ . .	16 „ „
„ 32 „ . .	10 „ „
„ 22 „ . .	2 „ „
In 78 St. .	0,054 g CO_2

Der ausgeschiedene Saft der Pflanzen wurde durch ungefähr 1) 15 und 2) 20 ccm $^1/_{10}$ Normallauge neutralisiert.

IV.

137 g ebensolcher Keimlinge von *Helianthus annuus* nach halbstündigem Evakuieren im Vakuum durch kochende 9proz. Weinsäure getötet und abgekühlt. Der leblose Pflanzenstoff gab:

Nach 1 St.	18 mg CO_2
„ 12 „	16 „ „
„ 10 „	10 „ „
„ 25 „	5 „ „
„ 17 „	2 „ „
In 65 St.	0,051 g CO_2

V.

Ebensolche Keimlinge von *Helianthus* gaben im Vakuum nach Entfernung der ungebundenen Kohlensäure pro 150 g (200 Stück) und 20 Stunden bei 21 ° C:

Objekte		CO_2 g	C_2H_5OH g
Lebendig	1	0,312	0,268
	2	0,271	0,238
Getötet durch Kältemischung aus flüssiger Kohlensäure und Äther in geschlossenen Vakuumkolben	3	0,069	0,021
	4	0,034	0,003

Die erfrorenen Pflanzen hatten in den ersten Stunden der Versuche die größte Menge von Kohlensäure ausgeschieden.

VI.

Etiolierte Keimlinge von *Vicia Faba*, 20 Tage alt, ohne Wurzeln.

a) 94,5 g lebender Pflanzen gaben im Vakuum:

In 32 Stunden	0,514 g CO_2
In 32 Stunden	0,438 g C_2H_5OH

b) 106,6 g Keimlinge, im geschlossenen Vakuumkolben durch Kältemischung aus flüssiger Kohlensäure und Äther abgetötet, gaben nach Auftauen im Vakuum:

In 26 St. . . . . . . 0,051 g CO_2

c) 90 g Keimlinge waren nach Auspumpen der ungebundenen CO_2, durch kochende 2proz. Phosphorsäure getötet und abgekühlt. Die Pflanzenmasse gab:

In 1 St.	0,017 g CO_2
„ 1 „	0,014 „ „
„ 1 „	0,006 „ „
„ 5 „	0,010 „ „
In 8 St.	0,047 g CO_2

VII.

Lufttrockene Samen von *Lupinus mutabilis* und *Pisum sativum*, je 30 g im Vakuumkolben.

Nach Beseitigung der ungebundenen CO_2 durch halbstündiges

Evakuieren, durch kochende 4 proz. Phosphorsäure getötet und bei 120° C im Autoklaven sterilisiert.

Ungebundene CO_2 mg mg:

Lupinus		*Pisum*	
Nach $^1/_2$ St. . . .	6 mg	Nach $^1/_2$ St. . .	7 mg

Nach dem Sterilisieren.

Produzierte CO_2:

Nach 17 St. . . .	14 mg	Nach 17 St. . . .	13 mg
„ 18 „ . . .	4 „	„ 18 „ . . .	7 „
„ 42 „ . . .	3 „	„ 25 „ . . .	3 „
In 77 St. . . .	21 mg	In 60 St. . . .	23 mg

VIII.

200 g junger *Agaricus campestris.* Das ausgelesene Versuchsmaterial wurde mit destilliertem Wasser gut gewaschen; der unterirdische Teil der Stiele wurde abgeschnitten. Vakuumkolben.

Ungebundene CO_2 nach halbstündigem Evakuieren.

Lebend nach $^1/_2$ St. . . . . 45 mg

Produzierte CO_2 nach Abtötung durch überhitzten (bis 110° C) Wasserdampf und Sterilisieren bei 120° C im Autoklaven:

Tot nach 6 St.	36 mg
„ „ 18 „	24 „
„ „ $6^1/_2$ „	8 „
„ „ $21^1/_2$ „	10 „
„ „ 26 „	8 „
In 78 St.	86 mg CO_2.

IX.

Alte gesunde *Agaricus campestris,* 2 Portionen von je 105 g: dieselbe Vorbereitung.

a		*b*	
Lebend nach halbstündigem Evakuieren	94 mg CO_2	Ebenso	95 mg
		Lebend im Vakuum:	
Abgetötet durch überhitzten (bis 120° C) Wasserdampf und abgekühlt:		Nach 24 St.	102 mg
Tot nach 24 St.	18 mg	Abgetötet durch überhitzten Wasserdampf:	
		Tot nach 25 St.	184 mg
Sterilisiert bei 120° C im Autoklaven:		Sterilisiert im Autoklaven:	
Nach 49 St.	41 mg	Nach 49 St.	72 mg
„ 72 „	26 „	„ 72 „	5 „
„ 72 „	17 „	„ 72 „	34 „

Es ist höchst auffallend, daß die Portion (*b*), welche vor der Abtötung während 24 Stunden intramolekular im Vakuum geatmet hatte, später als leblose Pflanzenmasse die doppelte, sogar zehnfache Quantität von CO_2 im Vergleich mit der Portion (*a*) desselben Pilzes ausschied.

X.

Alte gesunde *Agaricus campestris*, 2 Portionen von je 210 g. Dieselbe Vorbereitung.

a		*b*	
Lebend nach halbstündigem Evakuieren	50 mg CO_2	Ebenso	51 mg CO_2
Abgetötet durch überhitzten Wasserdampf und abgekühlt:		Lebend im Vakuum nach 6 St.	88 mg
Tot nach 6 St.	16 mg	Abgetötet durch Wasserdampf und sterilisiert im Autoklaven:	
Sterilisiert im Autoklaven:			
Tot nach 1½ St.	48 mg	Tot nach 1½ St.	101 mg
„ „ 11 „	7 „	„ „ 10 „	24 „
„ „ 24 „	9 „	„ „ 24 „	15 „
Wieder sterilisiert im Autoklaven:		Wieder sterilisiert im Autoklaven:	
Tot nach 7 Tagen	15 mg	Tot nach 7 Tagen	48 mg
„ „ 10 „	12 „	„ „ 10 „	5 „

Ganz junge kleine Pilze zeigen dieselben Erscheinungen, aber die Quantitäten der sich ausscheidenden Kohlensäure sind sehr unbedeutend.

XI.

Ganz junge *Agaricus campestris*, 2 Portionen von je 175 g. Dieselbe Behandlung.

a

Lebend nach halbstündigem Evakuieren	55 mg CO_2
Abgetötet durch überhitzten Wasserdampf bei 120° C	
Tot nach 11 St.	11 mg
Sterilisiert im Autoklaven:	
Tot nach 12 St.	13 mg
„ „ 24 „	8 „
Sterilisiert im Autoklaven:	
Tot nach 24 St.	16 mg
„ „ 48 „	6 „
„ „ 9 Tagen	5 „

b

Ebenso	54 mg
Lebend im Vakuum nach 11 St.	94 „
Abgetötet durch Wasserdampf bei 120 ° C:	
Tot nach 12 St.	19 mg
Sterilisiert im Autoklaven:	
Tot nach 12 St.	18 mg
„ „ 24 „	12 „
Sterilisiert im Autoklaven:	
Tot nach 24 St.	11 mg
„ „ 48 „	6 „
9 „ 9 Tagen	2 „

März 1908.

Agrikulturchemisches Laboratorium der
Neurussischen Universität zu Odessa.

Fig. 1.

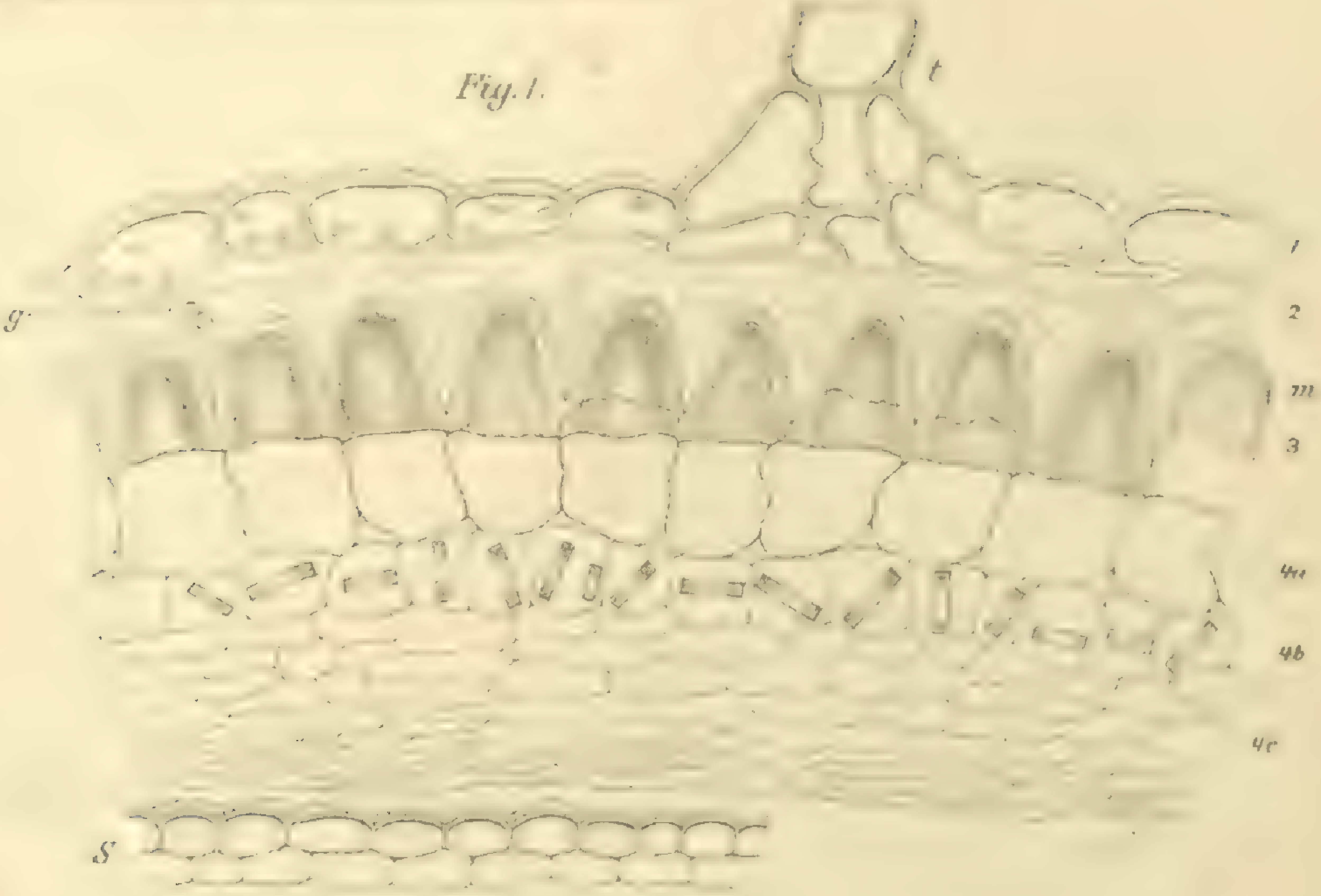

t
1
g
2
m
3
4a
4b
4c
S

Fig. 2.

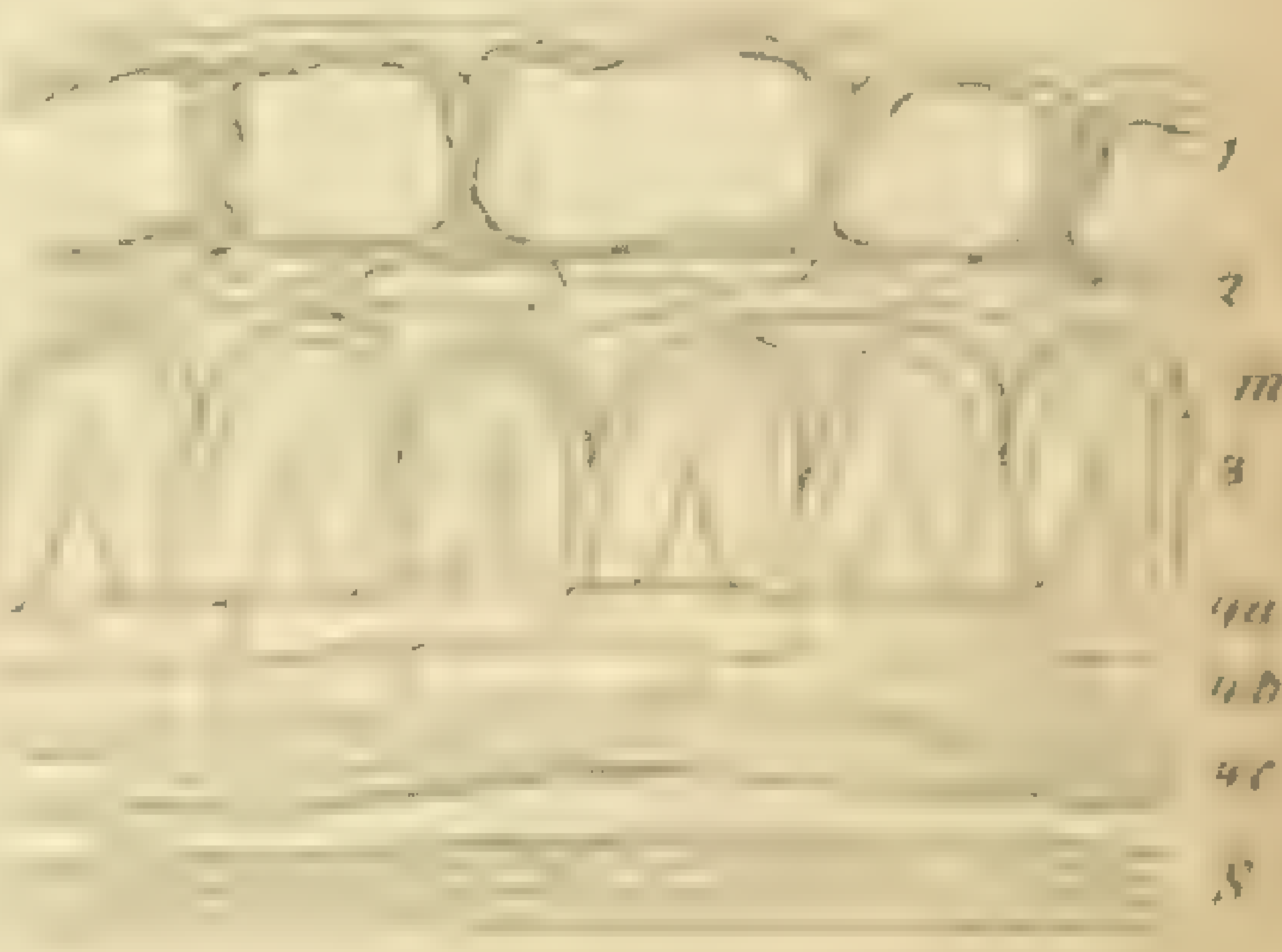

1
2
m
3
4a
4b
4c
S

Fig. 3

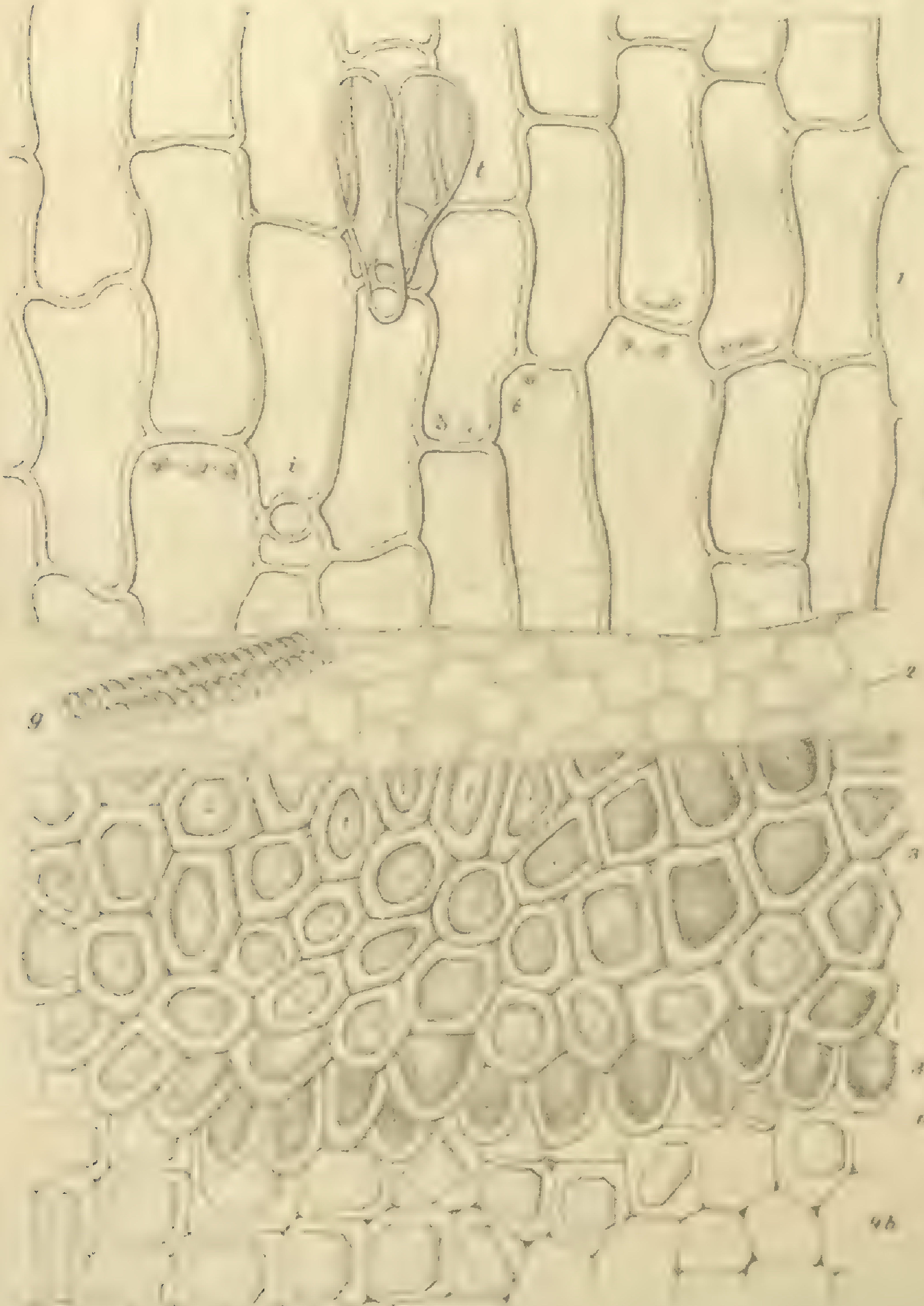

t
1
t
i
2
g
3
3'
m
4b

Fig. 5

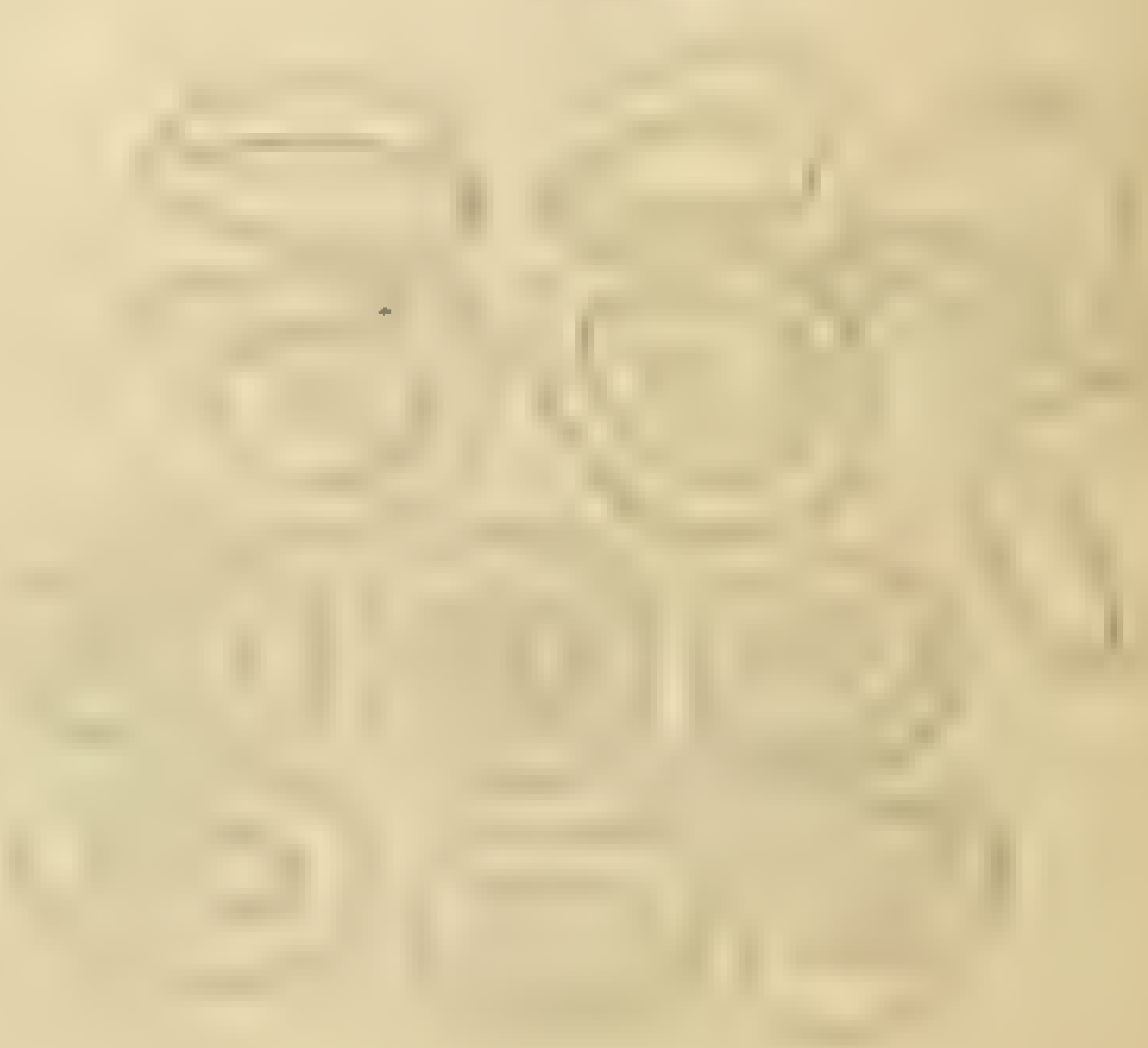
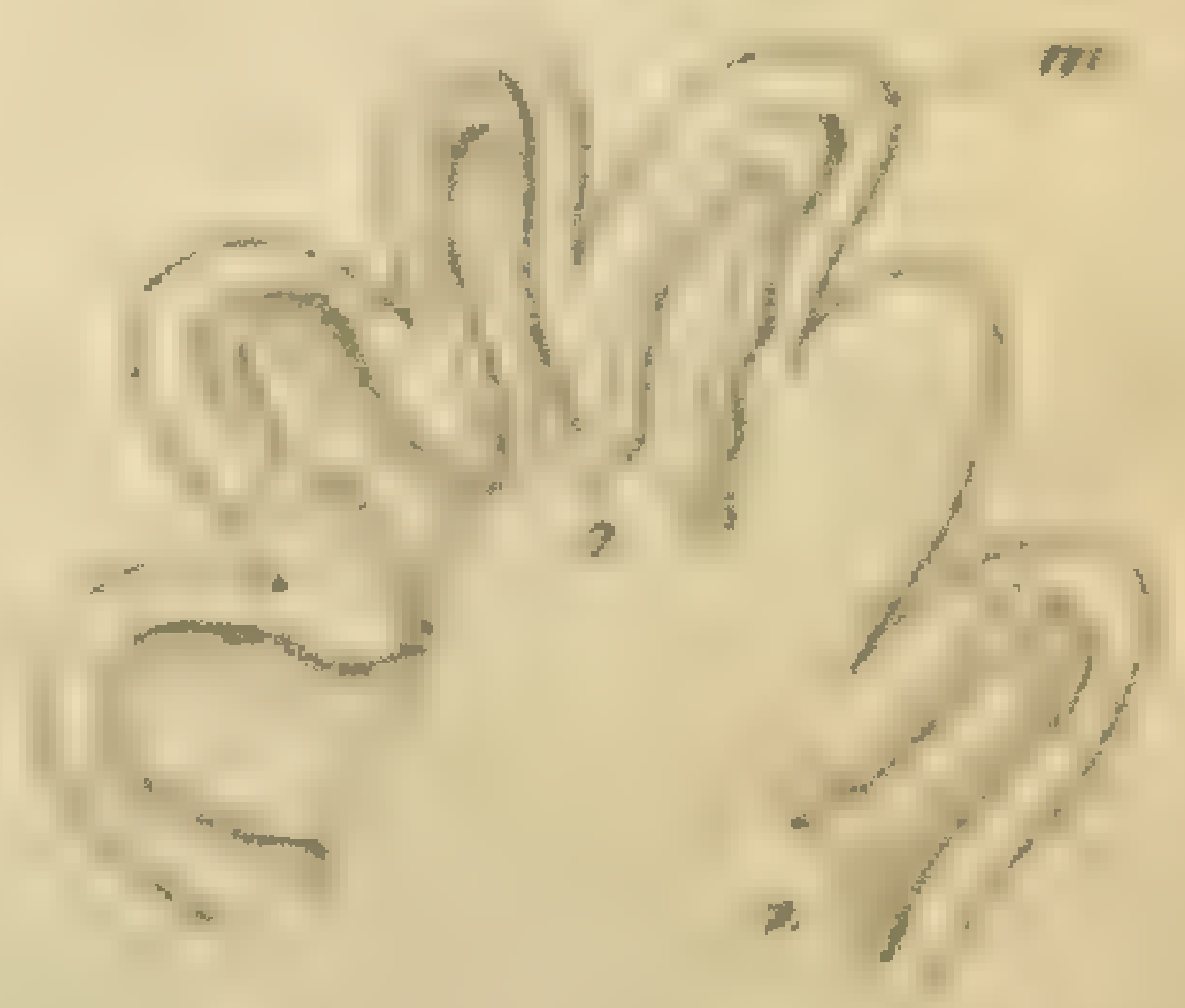
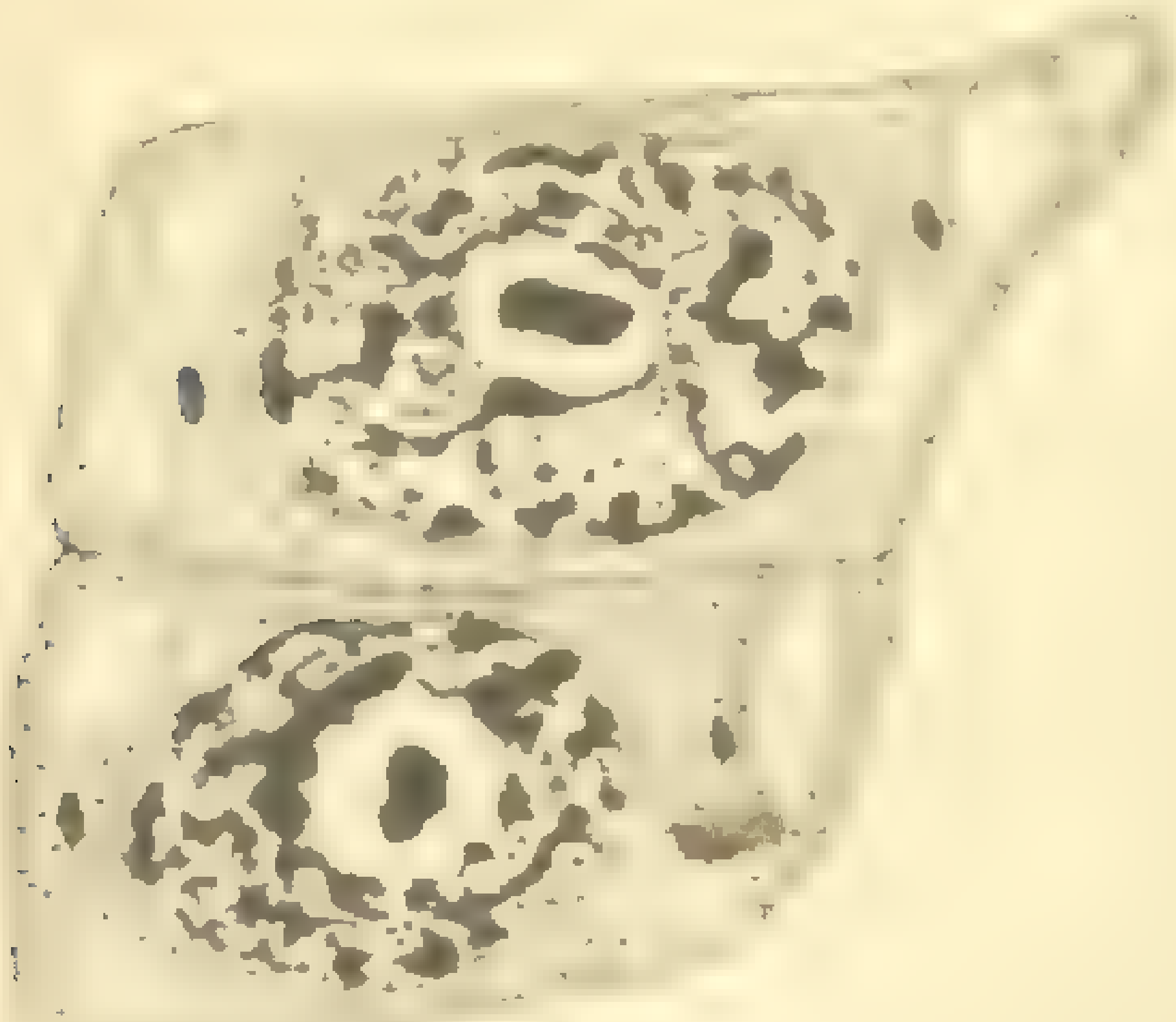
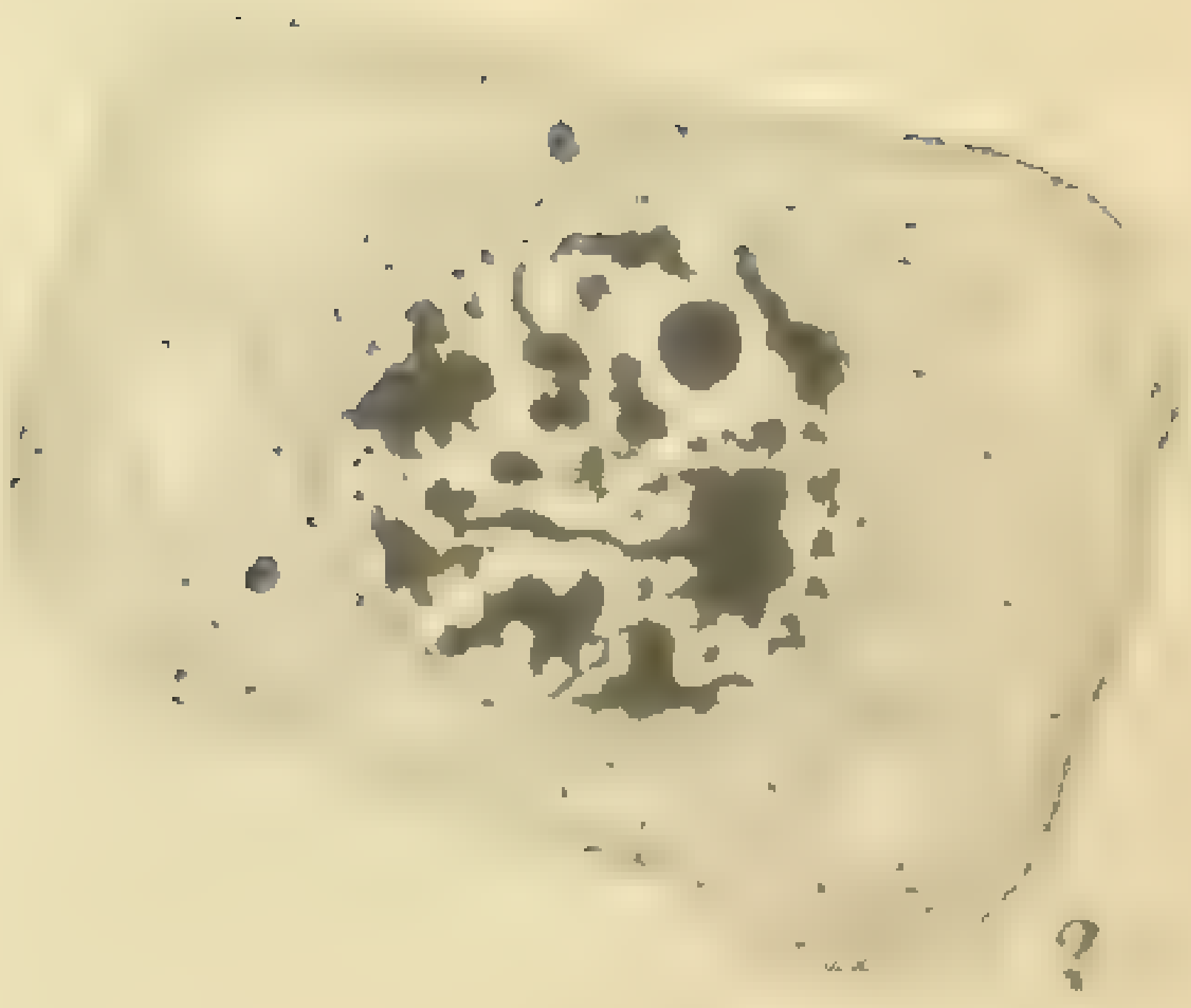
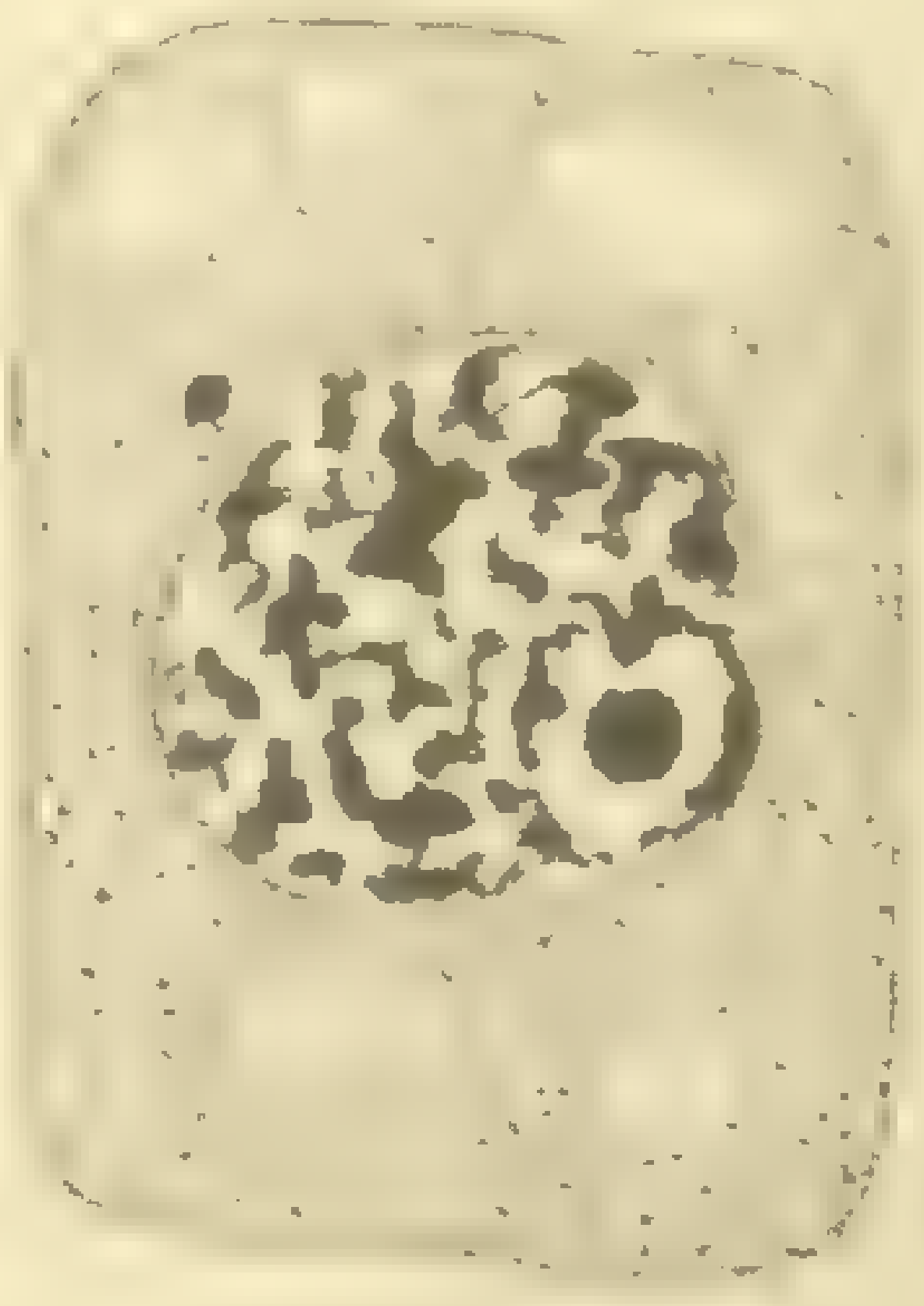


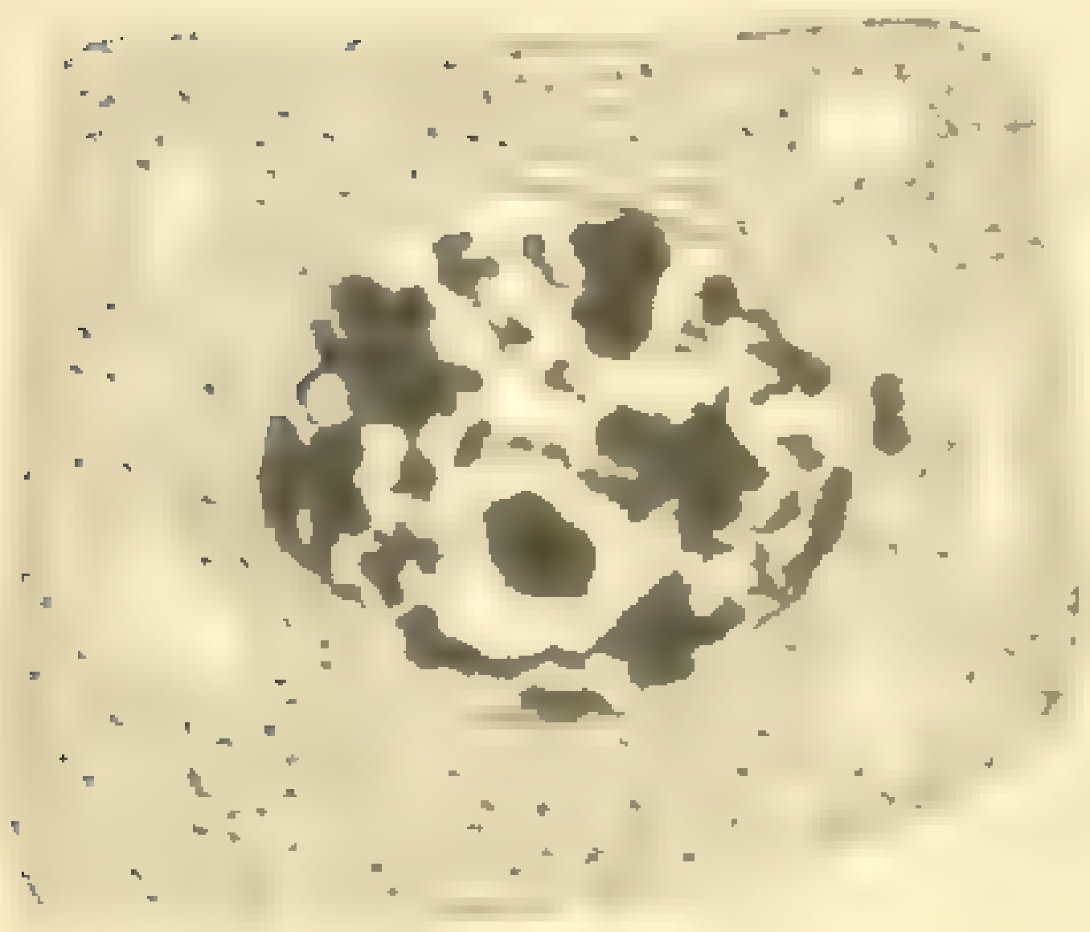
Fig. 4.

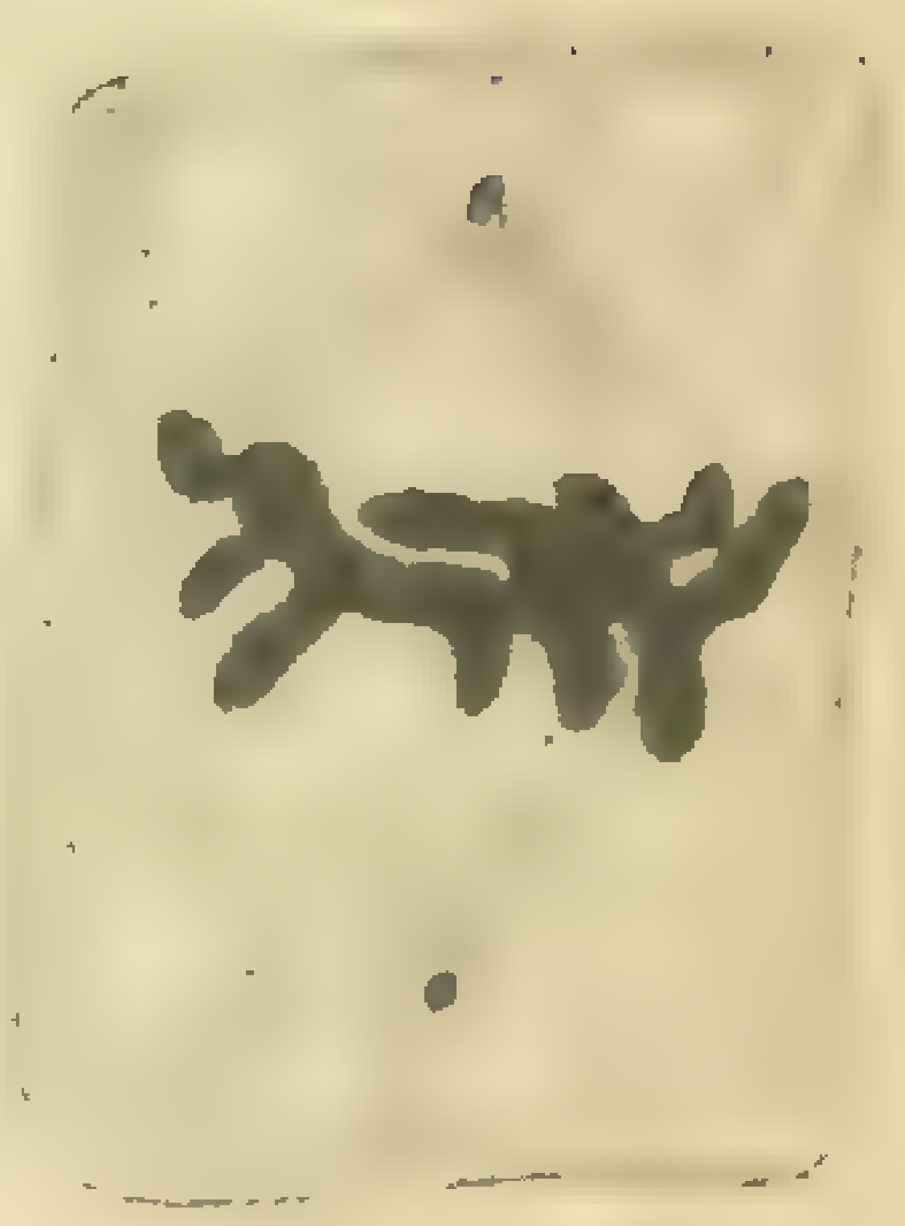


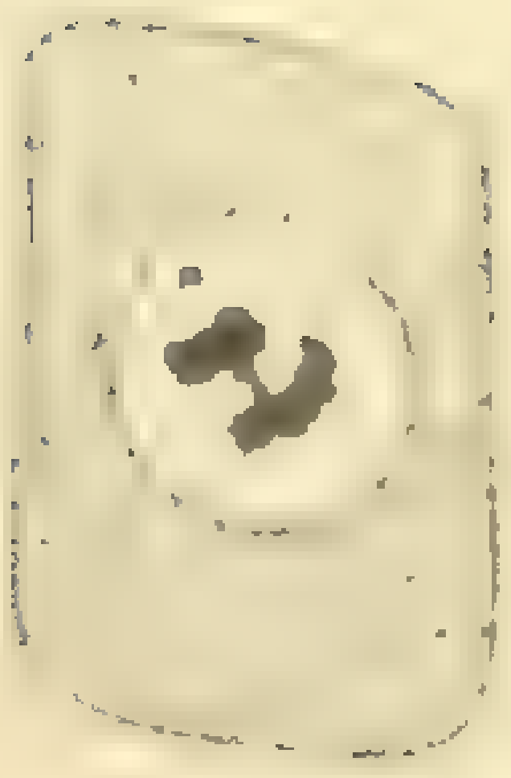

1


2


4

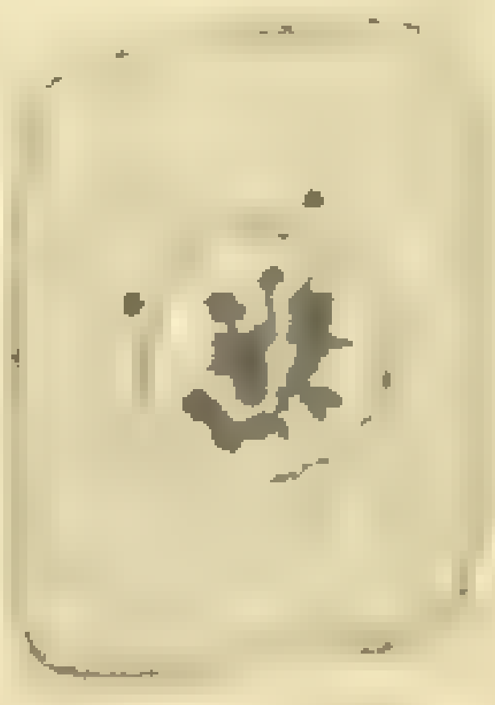

3


5

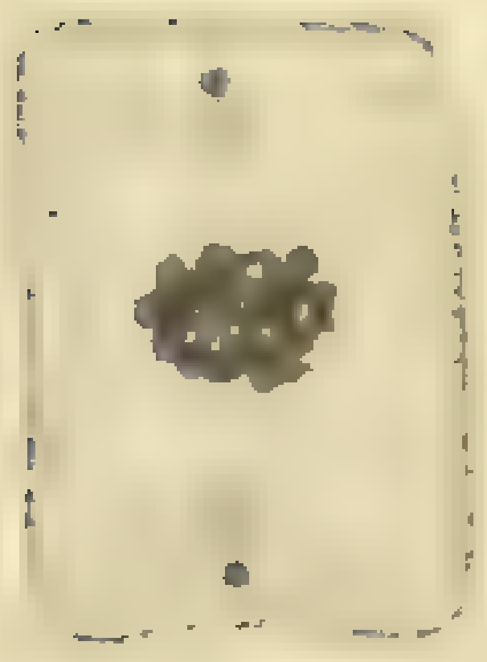

6

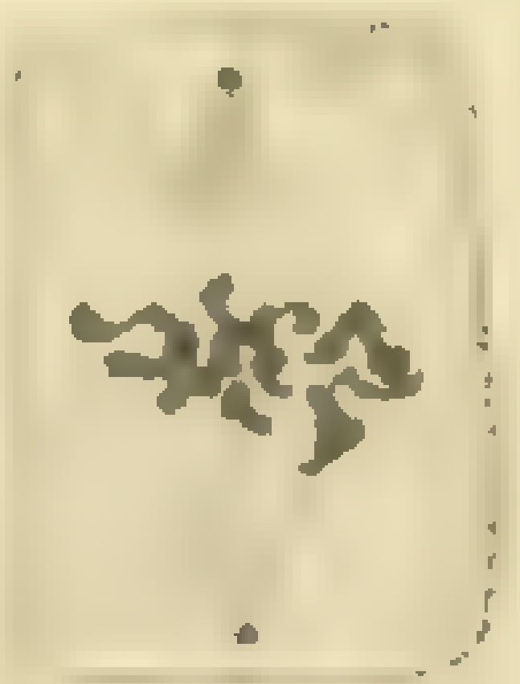
7

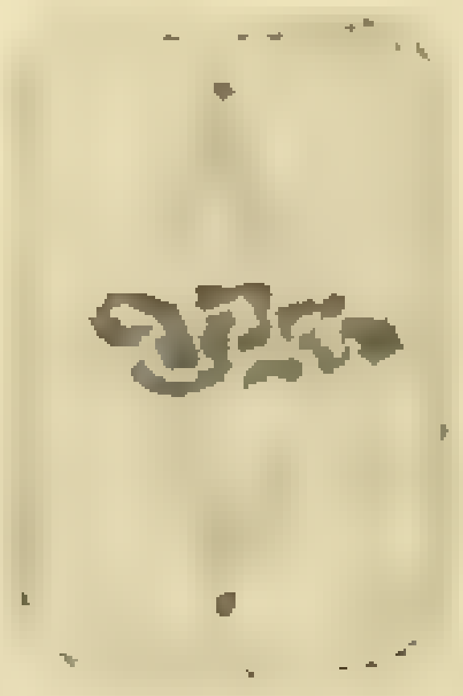
8

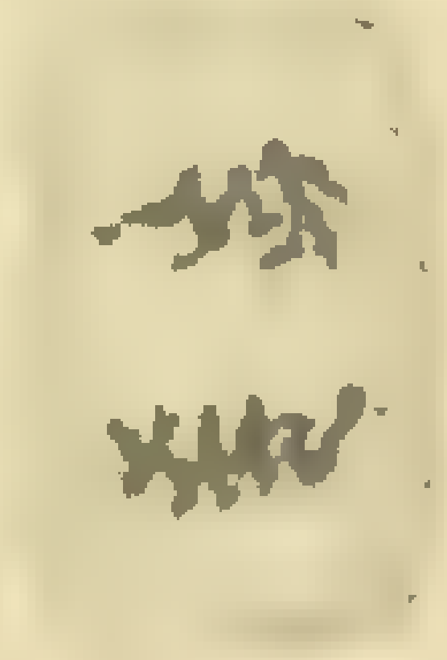

9

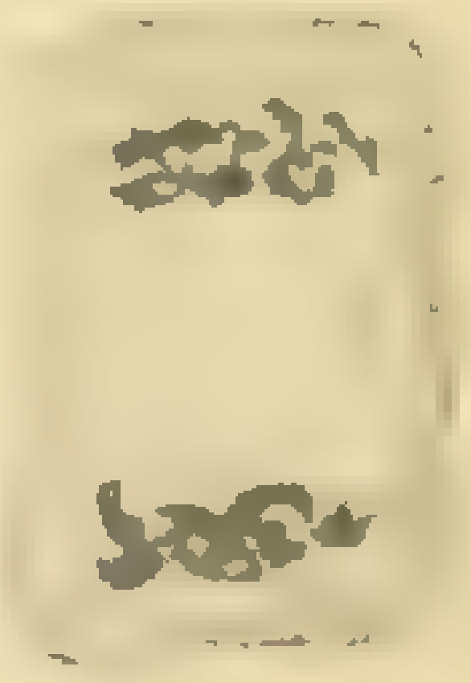
10

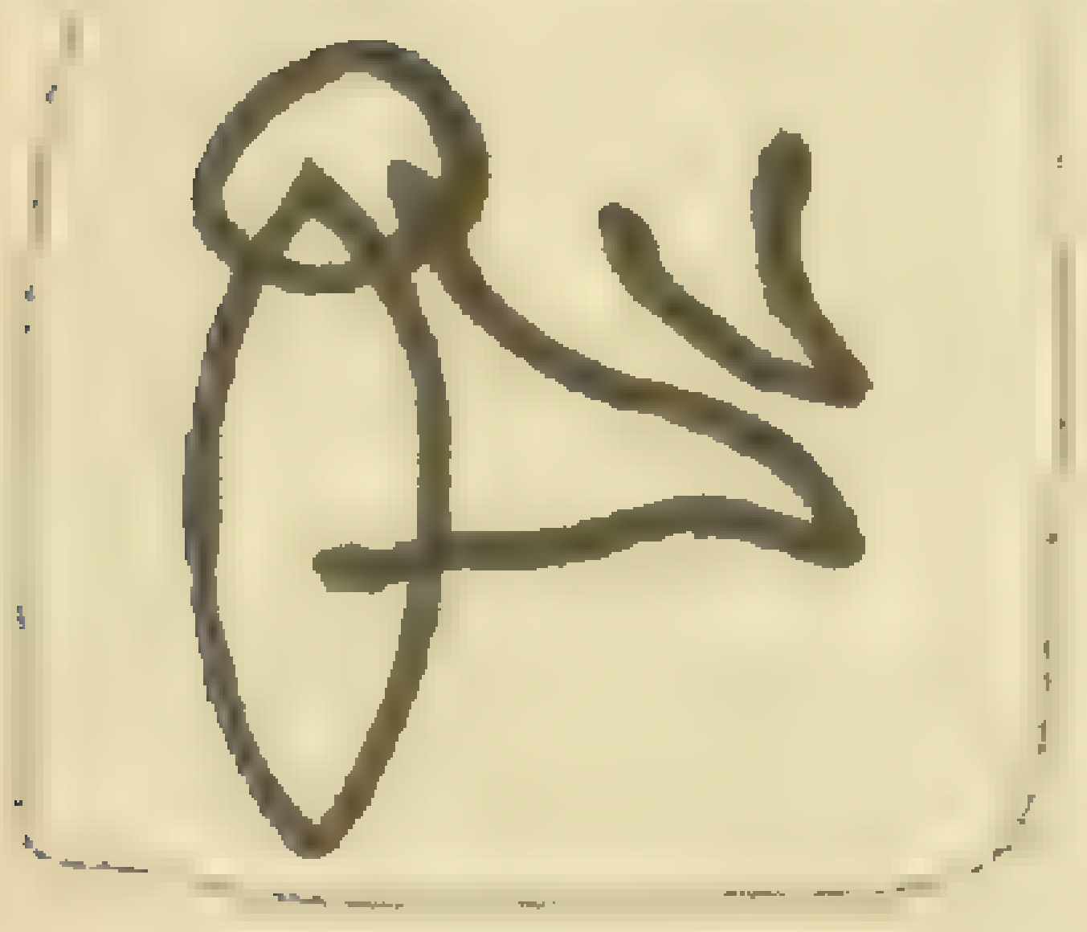

11

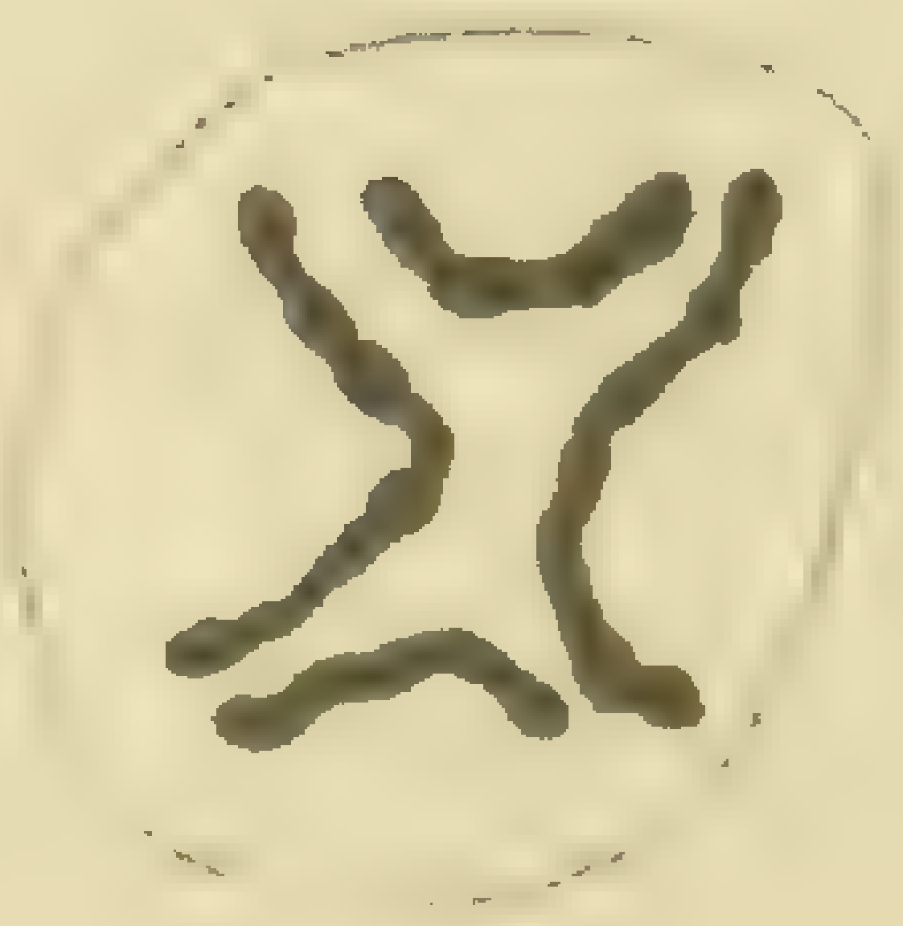

12

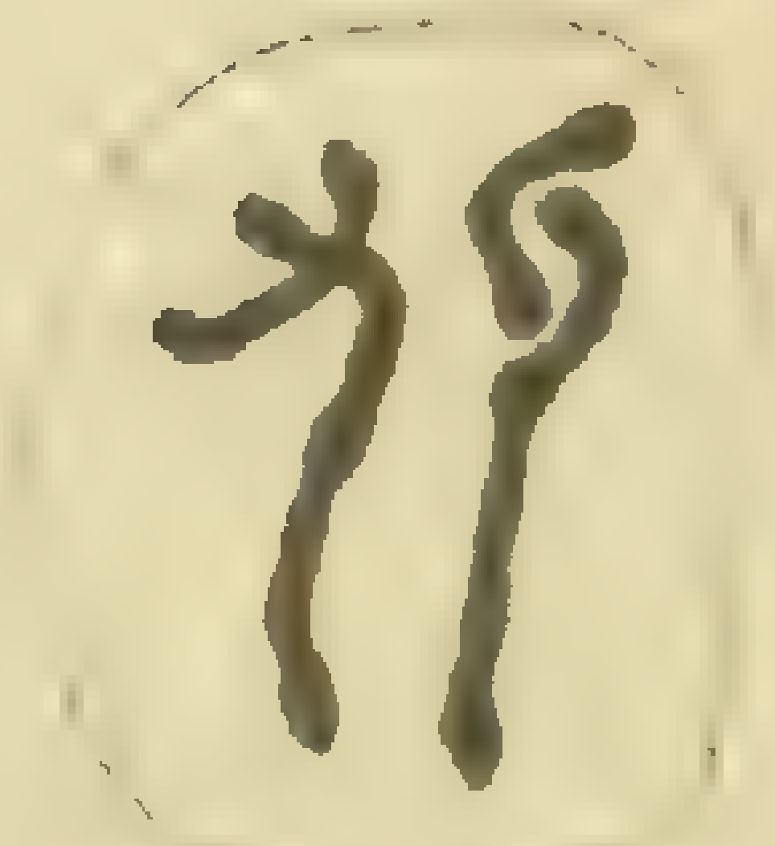

13

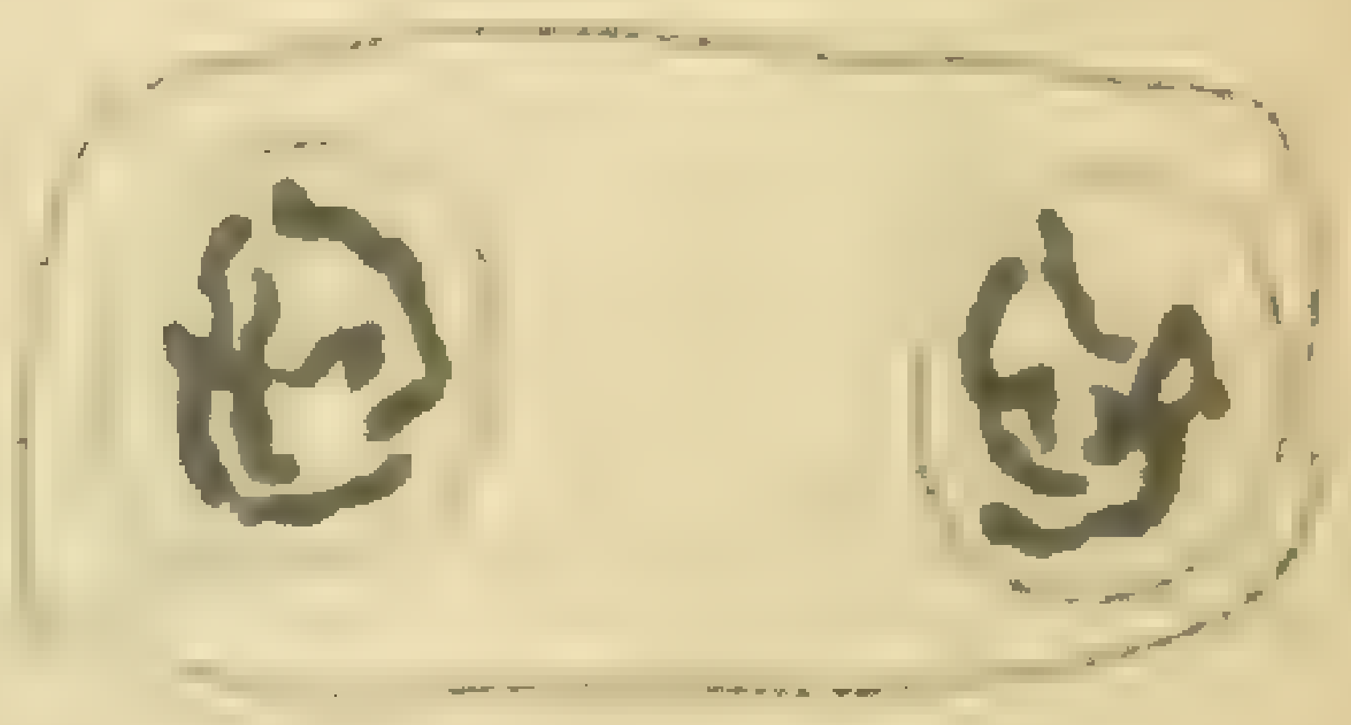

14

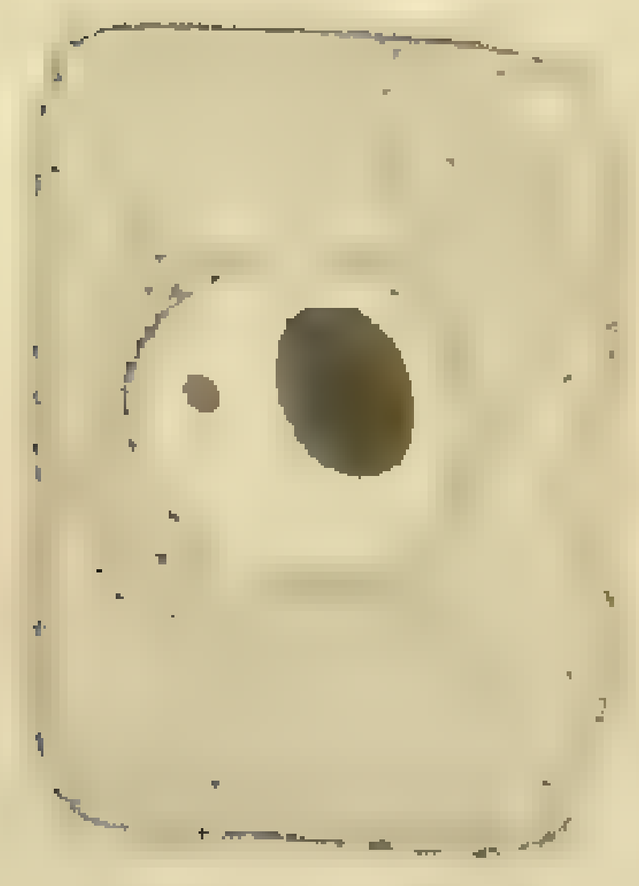

15

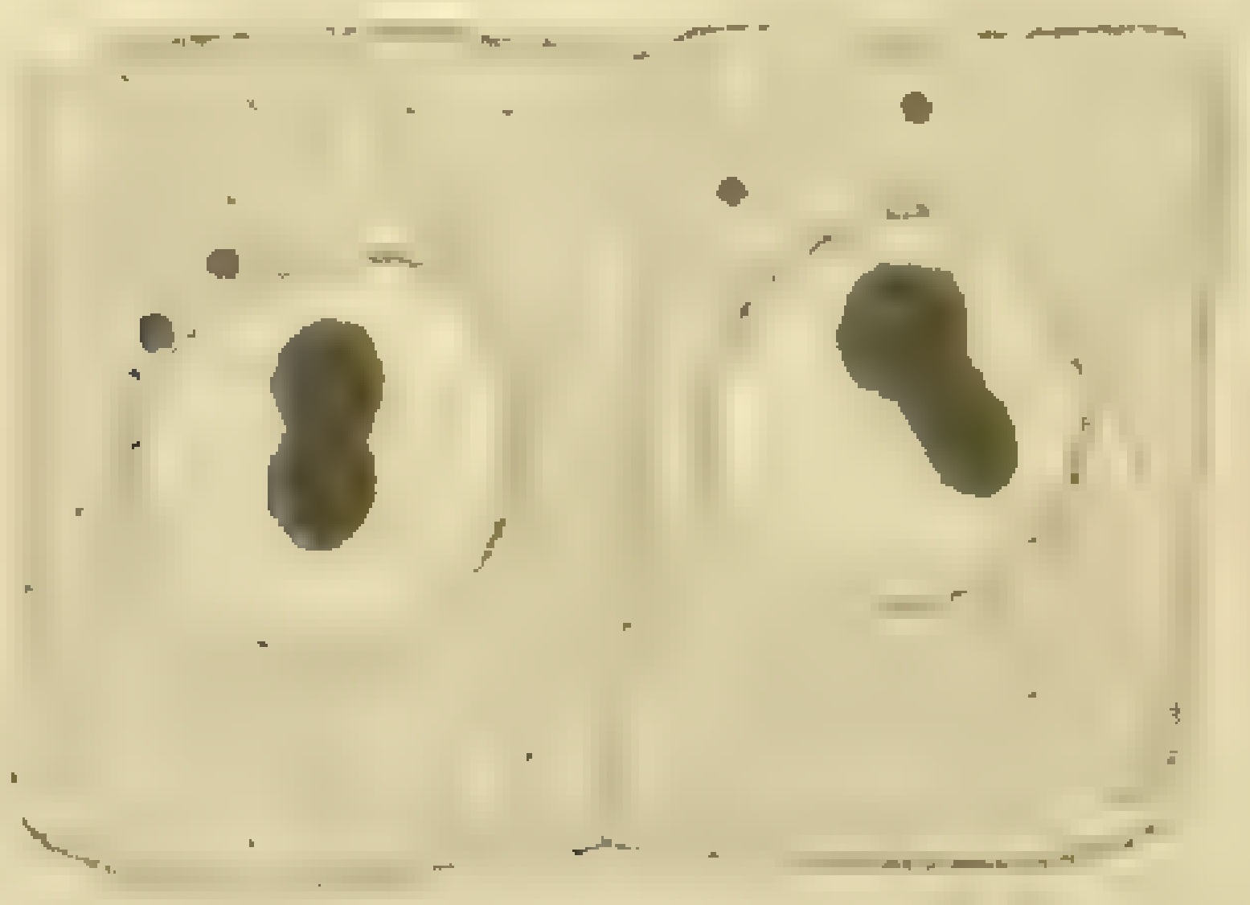

16

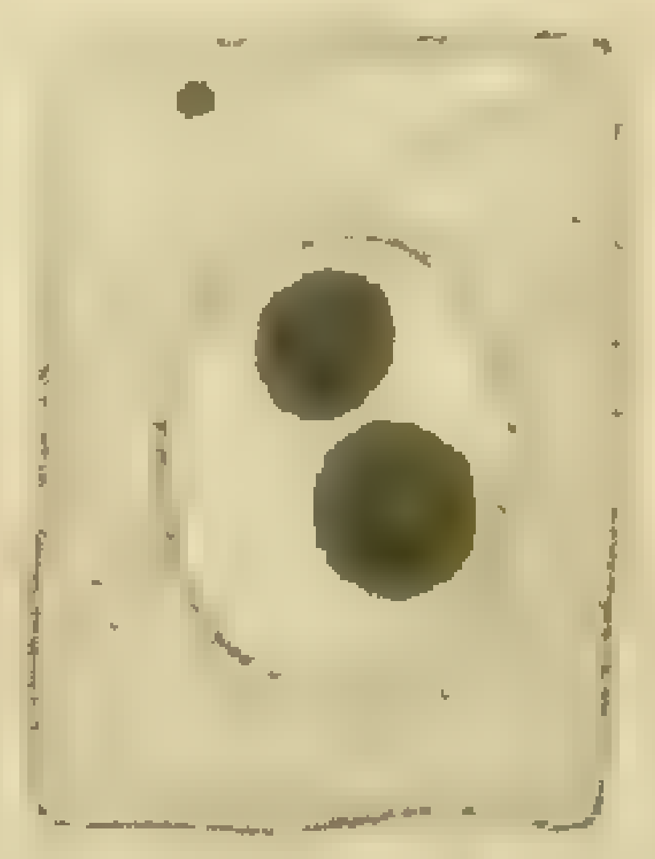

17

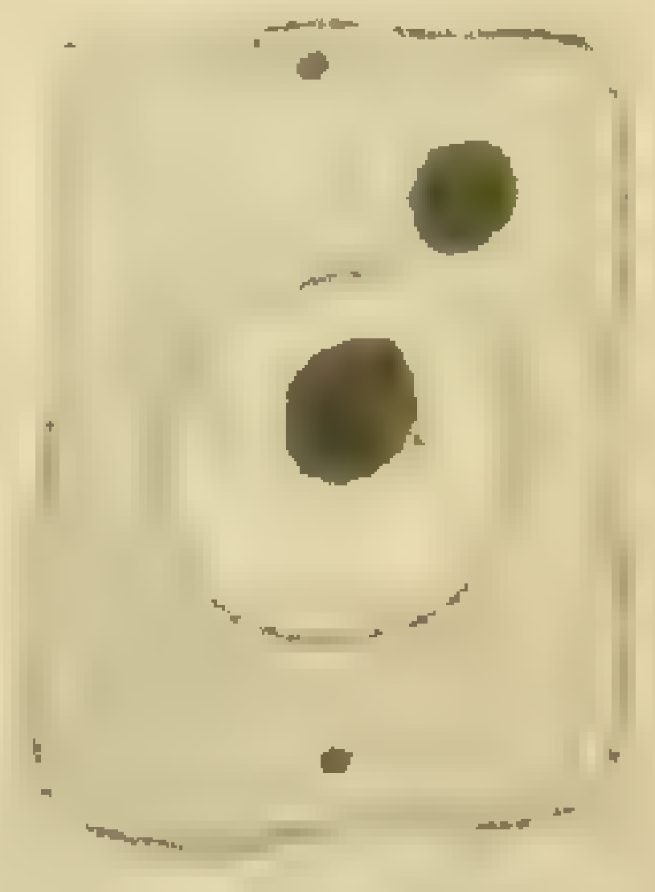

18

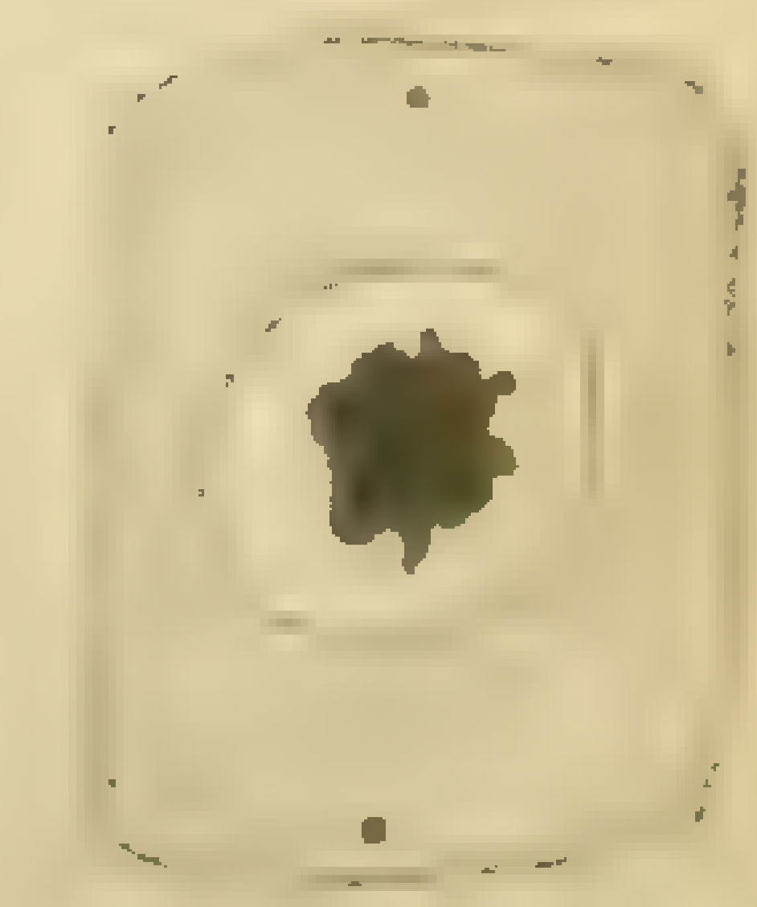

19


20


21


22


23


24

Es wird gebeten, alle wissenschaftlichen Zusendungen für die Sitzungen im Jahre 1908 mit genauer Angabe der Adresse des Absenders an Herrn Geh. Oberregierungsrat Prof. Dr. A. Engler in Dahlem-Steglitz, k. bot. Garten, zu richten.

Die wissenschaftlichen Sitzungen finden mit Ausnahme der Monate August und September am letzten Freitag jeden Monats abends 7 Uhr statt.

☞ Sämtliche Mitteilungen für die Berichte müssen **spätestens acht Tage vor der Sitzung**, für welche sie bestimmt sind, dem Vorsitzenden **vollständig druckreif** im Manuskript — **die Tafeln genau im Format** (12/18 *cm*) — eingereicht werden. **Die Mitteilungen sollen der Regel nach den Umfang von 8 Druckseiten nicht überschreiten.** (Reglement § 19.) Die Aufnahme von Mitteilungen, welche in unrichtigem Deutsch abgefasst sind, muss wegen der daraus entstehenden Unzuträglichkeiten beanstandet werden. Die Beanstandung betrifft auch Arbeiten, welche Diagnosen in fehlerhaftem Latein enthalten. Es wird gebeten, im Manuskript nur eine Seite zu beschreiben und am Kopfe desselben die Anzahl der gewünschten Sonderabdrücke anzugeben.

Die Verantwortlichkeit für ihre Mitteilungen tragen die Verfasser selbst.

Alle auf die Veröffentlichung der Berichte bezüglichen Schriftstücke, Korrekturen usw. sind zu senden an Herrn Dr. W. Wächter, Steglitz bei Berlin, Florastr. 2B. **Ein unmittelbarer Verkehr zwischen den Autoren und der Druckerei findet nicht statt.**

Vorstand und Kommissionen der Gesellschaft für das Jahr 1908.

Für die Generalversammlung: Schwendener, Präsident; Drude, Stellvertreter.

Für die wissenschaftlichen Sitzungen in Berlin: Engler, Vorsitzender; Kny, erster Stellvertreter, O. Reinhardt, zweiter Stellvertreter; H. Fischer, erster Schriftführer, Köhne, zweiter Schriftführer, Lindau, dritter Schriftführer.

Schatzmeister: O. Appel.

Redaktions-Kommission: A. Engler, H. Fischer, Köhne, Lindau, Ascherson, Gilg, Kolkwitz.

Geschäftsführender Sekretär: W. Wächter.

Alle Geldsendungen, sowie die auf das Bezahlen der Jahresbeiträge bezüglichen Schriftstücke, werden franko „An die Kur- und Neumärkische Darlehnskasse für die Deutsche Botanische Gesellschaft, Berlin W. 8, Wilhelmplatz 6", erbeten. **Der Beitrag beträgt für ordentliche Berliner Mitglieder Mk. 20, für auswärtige ordentliche Mk. 15, für alle ausserordentlichen Mitglieder Mk. 10.** Alle event. **Reklamationen**, die Versendung der Berichte und Sonderabdrücke betr., sind **innerhalb sechs Monate nach Abschluss des betreffenden Bandes** unmittelbar an die Verlagshandlung, Gebr. Borntraeger, Berlin SW 11, Grossbeeren-Str. 9, zu richten. Adressenänderungen sowie alle das Mitgliederverzeichnis betreffenden Berichtigungen oder sonstige geschäftliche Mitteilungen bittet man an Herrn Dr. W. Wächter, Steglitz bei Berlin, Florastr. 2B, zu senden.

⁂

Sonderabdrücke aus unseren Berichten

unterliegen folgenden Bestimmungen:

1. Jeder Autor erhält **50 Sonderabdrücke mit Umschlag broschiert kostenfrei** geliefert.
2. Für Mehrabzüge wird, sofern die Bestellung der Überzahl vor der letzten Korrektur erfolgt, die Berechnung nach folgendem Tarif durchgeführt:

1. für jeden verwandten Bogen Papier zum Text	2	Pfennige
2. für jede schwarze Tafel einfachen Formates	5	„
3. bei mehrfarbigen Tafeln für jede Farbe pro Tafel mehr	3	„
4. bei Doppeltafeln pro Tafel mehr	2	„
5. Buchbinderlohn für jeden Abdruck	1,35	„
6. für jeden Umschlag	1,5	„
7. für einen besonderen Titel auf dem Umschlage, falls ein solcher gewünscht wird	3,50	Mark.

Pfennige, welche durch 5 nicht teilbar sind, werden nach oben auf 5 abgerundet

Verlag von Gebrüder Borntraeger in Berlin
SW 11 Grossbeeren-Strasse 9

Studien über die Regeneration
von **Professor Dr. B. Němec.** Mit 180 Textabbildungen. Geheftet 9 M. 50 Pf., gebunden 11 M. 50 Pf.

Jugendformen und Blütenreife im Pflanzenreich
von **Professor Dr. L. Diels,** Privatdozenten an der Universität Berlin. Mit 30 Textfiguren. Geheftet 3 M. 80 Pf., gebunden 4 M. 80 Pf.

Die wirtswechselnden Rostpilze.
Versuch einer Gesamtdarstellung ihrer biologischen Verhältnisse von **Professor Dr. L. Klebahn.** Mit 8 Tafeln. Geheftet 20 M., in Halbfranz gebunden 23 M.

Die Bedeutung der Reinkultur.
Eine Literaturstudie von **Dr. Oswald Richter,** Privatdozenten und Assistenten am Pflanzenphysiologischen Institut der deutschen Universität in Prag. Mit 3 Textfiguren. Geheftet 4 M. 40 Pf.

Die Bestimmung u. Vererbung des Geschlechtes.
Nach neuen Untersuchungen mit höheren Pflanzen von **Professor Dr. C. Correns.** Mit 9 Textabbildungen. Geheftet 1 M. 50 Pf.

Über Vererbungsgesetze.
Vortrag, gehalten in der gemeinschaftlichen Sitzung der naturwissenschaftlichen und der medizinischen Hauptgruppe der Versammlung Deutscher Naturforscher und Ärzte in Meran am 27. Sept. 1905 von **Professor Dr. C. Correns.** Mit 4 z. T. farbigen Abbildungen. Kartoniert 1 M. 50 Pf.

Ausführliche Prospekte gratis und franko.

Druck von A. W. Hayn's Erben, Berlin SW 68.

BAND XXVI a. JAHRGANG 1908. HEFT 5.

BERICHTE

DER

DEUTSCHEN

BOTANISCHEN GESELLSCHAFT.

GEGRÜNDET AM 17. SEPTEMBER 1882

SECHSUNDZWANZIGSTER JAHRGANG.

HEFT 5.

AUSGEGEBEN AM 25. JUNI 1908.

BERLIN,
GEBRÜDER BORNTRAEGER.
1908.

Inhaltsangabe zu Heft 5.

Seite

Sitzung vom 29. Mai 1908 333

Mitteilungen:

38. W. Krüger: Über ungeschlechtliche Fortpflanzung und das Entstehen weiblicher Individuen durch Samen ohne Befruchtung bei Mercurialis annua und anderen diöcischen Pflanzen. (Mit 3 Abbildungen im Text.) 333

39. E. Jahn: Myxomycetenstudien. 7. Ceratiomyxa. (Mit 2 Abbildungen im Text.) 342

40. P. Ascherson: Die Auffindung einer zu Populus Euphratica gehörigen Elementarart in Europa 353

Nächste Sitzung der Gesellschaft:

Freitag, den 26. Juni 1908,

abends 7 Uhr,

im Hörsaale des Neuen Botanischen Museums in Dahlem

bei Steglitz, Königin-Luise-Str. 6/8.

Sitzung vom 29. Mai 1908.

Vorsitzender: Herr A. ENGLER.

Als ordentliche Mitglieder sind vorgeschlagen die Herren:

Müller, Dr. **Karl**, in **Augustenberg bei Grötzingen**, Baden (durch F. OLTMANNS und H. KNIEP).

Heilbronn, Alfred, stud. rer. nat., in **München**, Pflanzenphysiol. Institut (durch K. GOEBEL und O. RENNER).

Zum ordentlichen Mitglied ist proklamiert Herr:

Snell, Dr. **Karl**, in **Poppelsdorf-Bonn.**

Mitteilungen.

38. W. Krüger: Über ungeschlechtliche Fortpflanzung und das Entstehen weiblicher Individuen durch Samen ohne Befruchtung1) bei Mercurialis annua und anderen diöcischen Pflanzen.

(Mit 3 Abbildungen im Text.)

(Eingegangen am 13. Mai 1908.)

Die Entstehung des Geschlechtes und die Verteilung weiblicher und männlicher Individuen bei zweihäusigen Pflanzen ist wiederholt Gegenstand von Untersuchungen und Versuchen sowie der Diskussion gewesen und auch die hier zunächst in Frage kommende Pflanze ist häufig in dieser Beziehung und besonders

---

1) Über nachstehende Versuche wurde zuerst in der botanischen und agrikulturchemischen Sektion der Versammlung deutscher Naturforscher und Ärzte in Stuttgart 1906 berichtet.

für das „Für“ und „Wider“ der Möglichkeit einer parthenogenetischen Zeugung bei den Blütenpflanzen herangezogen worden.

HEYER[1]) kommt auf Grund seiner, der neueren Zeit entstammenden und der Versuche von REGEL[2]) zu dem Schluß: „Parthenogenesis kommt bei *Mercurialis annua* nicht vor“ und erklärt die in dieser Hinsicht von A. BRAUN[3]) und GÄRTNER[4]) angeführten Beobachtungen von RAMISCH u. a., die positiver Art sind, für nicht beweiskräftig, weil die Versuche nicht unter den nötigen Vorsichtsmaßregeln ausgeführt wurden.

Der Zufall wollte es, daß ich seit einiger Zeit mich dieser Frage widme. Vor einigen Jahren (1901) nämlich machte ich in Blumentöpfen, welche mit Garten- bzw. Komposterde beschickt waren, die Beobachtung, daß von einigen weiblichen Pflanzen, die von einer größeren Anzahl aufgegangener Pflanzen von *Mercurialis annua* zur Beobachtung anderer Erscheinungen zufällig stehen geblieben waren, zahlreiche wohl ausgebildete Früchte und in diesen scheinbar ganz normale Samen erzeugt wurden. Da die Pflanzen nicht absolut vor Bestäubung durch Insekten[5]), wenn auch aus weiterer Entfernung, sondern zweifellos nur vor einer solchen durch Wind geschützt waren, so legte ich anfangs, obgleich ich männliche Blüten, die bekanntlich hier und da, aber höchst selten, an weiblichen Pflanzen vorkommen, an den mir vorliegenden Individuen nicht auffinden konnte, der Sache keine weitere Bedeutung bei, zumal zahlreiche Fruchtanlagen nicht zur Entwicklung kamen, sondern bald vertrockneten und abfielen. Die verbleibenden und normal sich entwickelnden Früchte jedoch reiften nach und nach, und die von normalen nicht unterscheidbaren Samen wurden durch die bekannte Springvorrichtung der Früchte dieser Pflanze ausgestreut und gelangten teilweise in den Boden der benachbarten Blumentöpfe, teilweise wurden sie von mir gesammelt. Fortwährend gingen nun in der Folge Pflanzen von *Mercurialis annua* in den benachbarten Blumentöpfen auf und auch von diesen Pflanzen ließ ich wiederum mehrere stehen, und nun zeigte es sich, daß nur weibliche Individuen zur Entwicklung kamen. Nach dieser auffälligen Beobachtung beschloß ich, der Sache mehr Aufmerksamkeit zu widmen. Die Pflanzen wurden nun noch mehr vor einer, wenn

---

1) KÜHN, Berichte Heft 5 S. 42.

2) Memoires dé l'Acad. imp. de St. Pet. Ser. VII T. I Nr. 2.

3) Über Parthenogenesis bei Pflanzen. Berlin 1857. S. 316.

4) Beiträge usw. S. 475.

5) Insekten spielen bei der Bestäubung dieser Pflanze entgegen der gewöhnlichen Annahme keine unbedeutende Rolle (s. unten).

auch immerhin bereits sehr geringen Möglichkeit der Bestäubung geschützt und mit besonderer Sorgfalt auf Entwicklung männlicher Blüten untersucht. Das Ergebnis an mehreren weiblichen Pflanzen war, daß auch hier wiederum verhältnismäßig viel Früchte mit gut ausgebildeten Samen zur Entwicklung kamen. Die Samen von diesen sowie auch die von den zuerst gezogenen Pflanzen gewonnenen keimten[1]) in sterilisierten Gefäßen mit Boden sehr gut und lieferten nur weibliche Nachkommen.

---

[1]) Der Versuch von Kerner v. Marilaun, der durch diese Beobachtung eine Bestätigung erfährt, war mir damals noch nicht bekannt (Pflanzenleben, 2. Auflage 1898, Bd. II S. 420). Dort heißt es: „Eine andere Pflanze, an welcher seit langer Zeit das Entstehen von Keimlingen in nicht befruchteten Samenanlagen beobachtet wurde, ist das zu den *Euphorbiaceen* gehörende einjährige Bingelkraut (*Mercurialis annua*); eine Pflanze, welche auf Feldern, in Gemüsegärten, an Hecken und Zäunen und auf Schuttplätzen im mittleren Europa sehr verbreitet ist. Im freien Lande wachsen von dieser Pflanzenart Stöcke, die nur Fruchtblüten, und solche, die nur Pollenblüten tragen, bunt durcheinander. Der stäubende Pollen gelangt durch Vermittlung der Luftströmungen leicht zu den Narben, und an den Stöcken mit Fruchtblättern reift stets eine große Menge keimfähiger Samen, welche als das Ergebnis der vorhergegangenen Befruchtung gelten. Man hat nun zu verschiedenen Zeiten Stöcke mit Fruchtblüten für sich allein in Töpfen herangezogen, und siehe da, diese entwickelten gleichfalls keimfähige Samen, wenn auch in geringerer Zahl als jene, welche in freiem Lande in Gesellschaft der Stöcke mit Pollenblüten aufgewachsen waren. Dieses Ergebnis wurde von vielen Seiten bezweifelt und auf Ungenauigkeit bei den Kulturversuchen zurückzuführen gesucht. Es wurde eingewendet, daß stäubender Pollen von fern her durch den Wind in die zu den Kulturversuchen benutzten Räume geweht sein konnte, und, was noch mehr ins Gewicht fiel, es wurde darauf aufmerksam gemacht, daß manche Stöcke des Bingelkrautes neben vielen Fruchtblüten auch vereinzelte Pollenblüten tragen Der Widerspruch regte zu neuen Versuchen an, bei welchen auf alle möglichen Fehlerquellen die entsprechende Rücksicht genommen wurde. Besonders günstig erschienen zu erneuten Kulturversuchen solche Gelände, wo auf viele Meilen in der Runde kein Bingelkraut wild wachsend vorkommt, und wo die Möglichkeit der Zufuhr von Pollen aus der Umgebung vollständig ausgeschlossen war, so z. B. irgend ein Punkt im mittleren Tirol, wo sowohl das einjährige wie das ausdauernde Bingelkraut vollständig fehlen. Auf einem solchen Gelände in dem hochgelegenen tirolischen Gschnitztale wurden die schon im Jahre 1833 von Ramisch in Prag mit so großer Ausdauer durchgeführten Versuche wiederholt, und es wurden dabei alle jene Fehler, welche den Versuchen von Ramisch vorgeworfen wurden, vermieden. Insbesondere wurden alle Stöcke, an welchen sich Knospen von Pollenblüten zeigten, sofort vernichtet und auch sorgfältig darauf geachtet, ob nicht vielleicht an dem einen oder anderen mit Fruchtblüten ausgestatteten Stock irgendwo eine vereinzelte Pollen- oder Zwitterblüte versteckt sei. Zurzeit, als nun die Narben des Bingelkrautes belegungsfähig waren, fanden sich auf viele Meilen in der Runde ganz bestimmt keine Pollenzellen dieser Pflanze vor, und es konnte daher eine Be-

Die Versuche führten nun mit der jeweilig gewonnenen Nachzucht zu denselben Ergebnissen und ist die Entwicklung der Nachzucht 1906 in den Gefäßen Nr. 2 und 3 im beigegebenen Bilde I festgehalten, während Gefäß Nr. 1 ebenfalls nur weibliche Pflanzen zeigt, die aus Samen herrühren, der von einer weiblichen Pflanze im Winter 1904/05 im Laboratorium gewonnen wurde. Zum Vergleich gebe ich daneben (Abbildung II) ein Bild von Gefäßen mit nur männlichen und mit männlichen und weiblichen Pflanzen, die mit gewöhnlichen eben aufgegangenen Keimpflanzen aus dem Freien bepflanzt waren, bei denen aber in Nr. 751 die weiblichen Pflanzen, sobald dieselben erkenntlich waren, entfernt wurden.

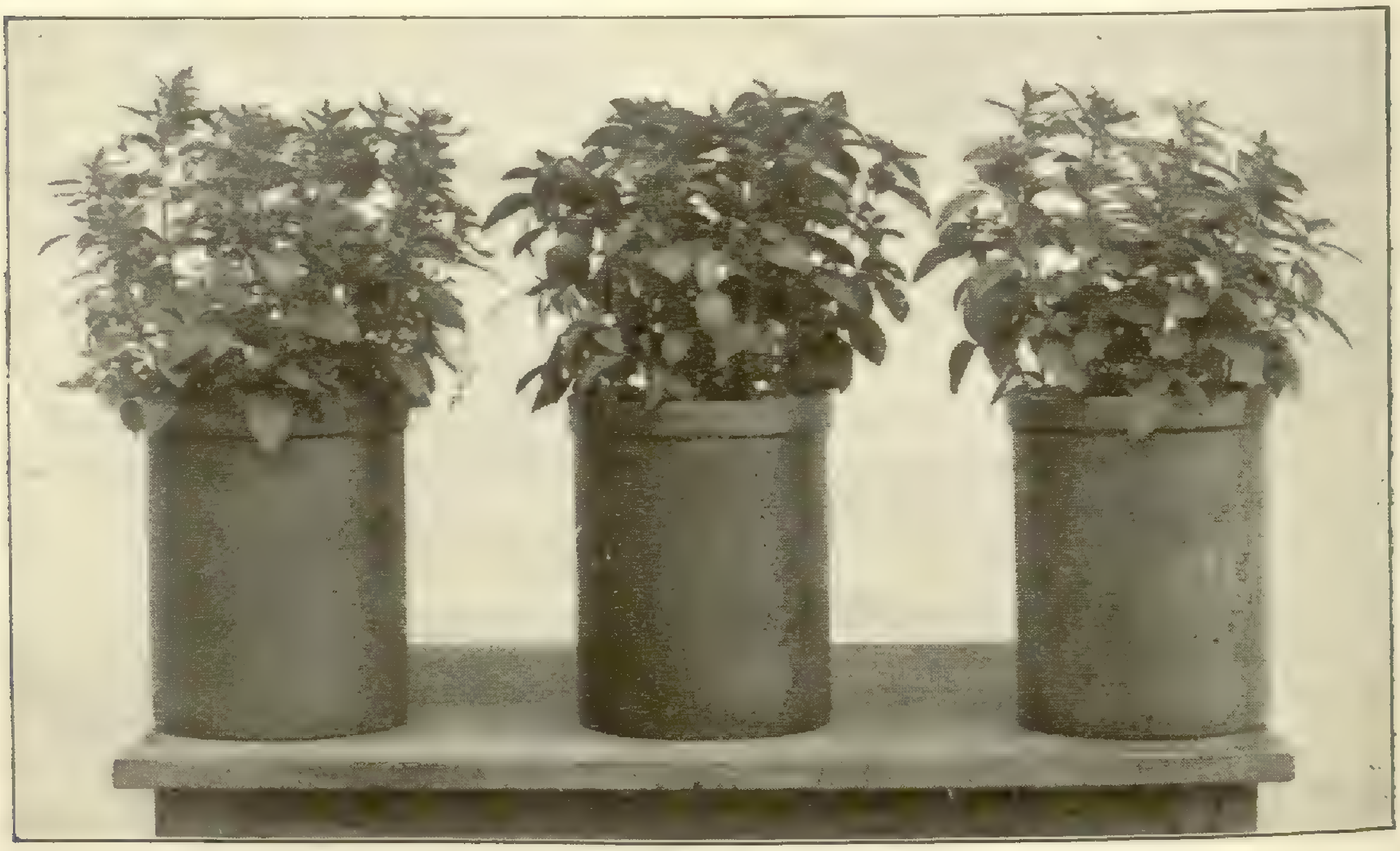


Abbildung I. Fig. 1. Pflanzen aus Samen, der von einer weiblichen Pflanze im Winter 1904/05 im Laboratorium gewonnen wurde. Fig. 2 u. 3. Pflanzen aus Samen seit 1901 ungeschlechtlich vermehrt.

Damit dürfte unzweifelhaft der Beweis erbracht sein, daß bei *Mercurialis annua* **ohne** Befruchtung Samen

---

legung mit solchen Pollen auch nicht stattfinden. Dennoch schwollen alsbald die Fruchtknoten an, aus den Samenanlagen entwickelten sich Samen mit einem Keimling, und aus diesen Samen gingen nach der Aussaat wieder neue, kräftige Stöcke hervor.“ Dieses Versuchsergebnis scheint nur wenig Beachtung gefunden zu haben, denn der von Heyer gezogene Schluß wird noch fast allgemein als gültig angesehen.

erzeugt werden und zwar solche, die **nur weibliche Individuen** liefern. Die letzte, bis dahin nicht bekannte Tatsache — auch KERNER v. MARILAUN erwähnt sie nicht und scheint sie daher sicherlich nicht beobachtet zu haben — bildet eine sehr wichtige Stütze für die erste. Jeder auf obige Weise gewonnene Same liefert nur einen[1]) vollständig normalen Keimling, der sich in nichts von denjenigen Keimlingen unterscheidet, welche unter gewöhnlichen Verhältnissen entstehen. HEYERs Mißerfolge scheinen mir in Anwendung von unzweckmäßiger Vorsichtsmaßregeln begründet zu sein, die die Gewinnung von kräftigen Pflanzen hinderten; die Versuchsbedingungen müssen nach Möglichkeit den natürlichen Verhältnissen entsprechen. So z. B. gelingt es verhältnismäßig leicht, in einem gut belichteten, mäßig warmen Zimmer im Winter *Mercurialis annua* zur Fruktifikation zu bringen. Da es hier schon vom Herbst (nach den ersten Frösten) bis ins späte Frühjahr — die Blütezeit im Freien beginnt Anfang Juni — nicht nötig ist, Maßregeln zur Verhinderung der Bestäubung von außen zu treffen, so hat man, wenn man mit im Freien gewonnenen Samen arbeitet, nur dafür zu sorgen, daß die sich entwickelnden

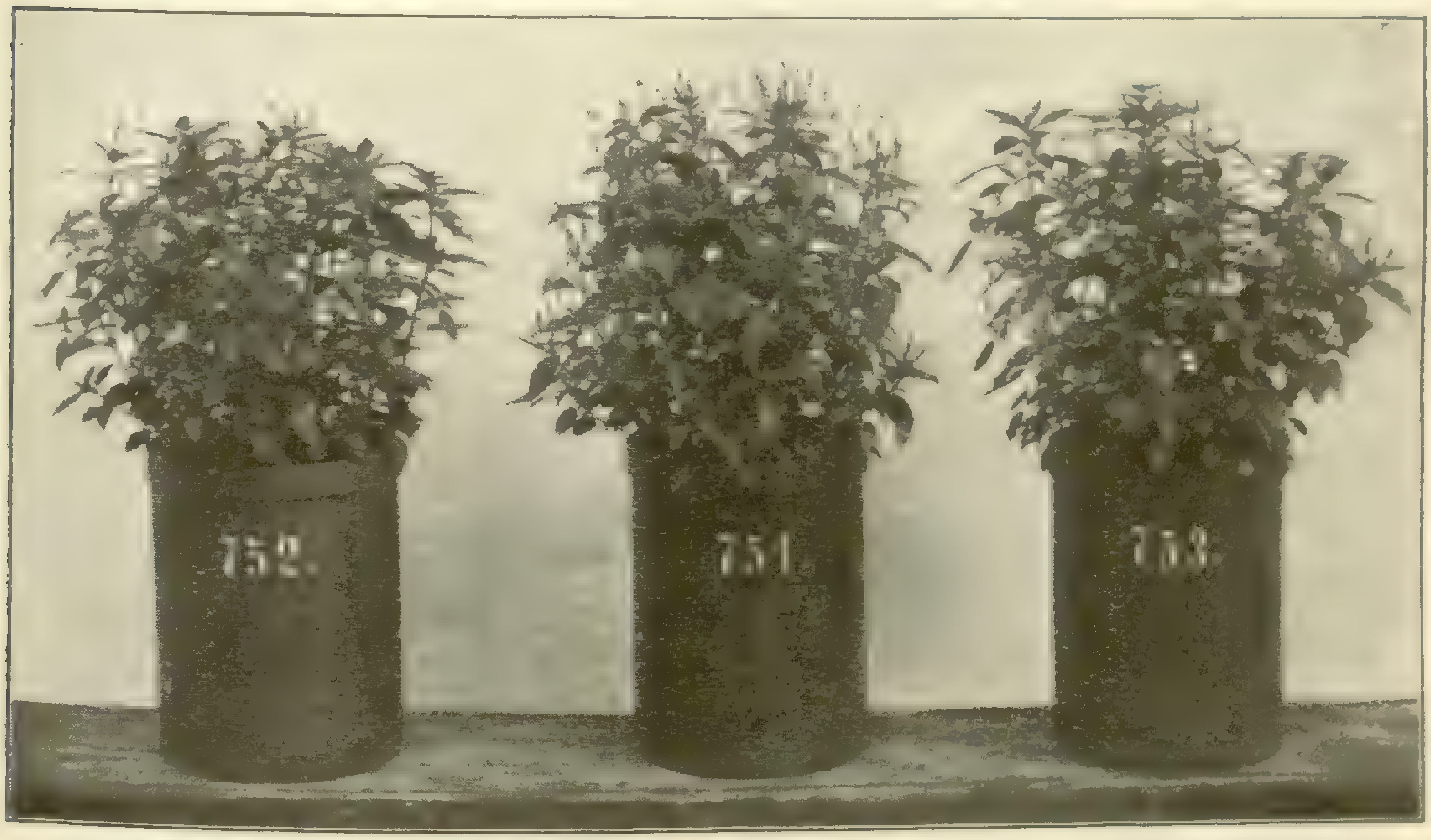


Abbildung II. Keimpflanzen von *Mercurialis annua* ohne Wahl 1907 aus dem Garten in Töpfe gepflanzt und bei Nr. 751 die weiblichen Pflanzen entfernt.

---

[1]) Bei Rüben (Beta) beobachtete ich wiederholt Samen mit mehreren normalen Keimlingen.

männlichen Pflanzen rechtzeitig entfernt werden, und da nun die letzteren, lange bevor der Pollen reif ist, gut erkennbar sind, so hat dies keine Schwierigkeiten.

Jedenfalls lehrt dieser Fall, daß bei der in Betracht kommenden zweihäusigen Pflanze weibliche Individuen zahlreich durch Samen ohne Befruchtung entstehen können und in der Natur auch wohl wirklich entstehen. Es ist dadurch also auch bei einer einheimischen Pflanze ein Gegenstück zu der ausländischen *Euphorbiacee* — *Caelebogyne ilicifolia* Smith — gegeben und damit ein weiterer Beitrag zur Entscheidung der Frage über die Entstehung der Geschlechter. Ich vermute, dass bei *Mercurialis annua* durch Befruchtung Samen erzeugt werden, die nur männliche, ohne Befruchtung solche, die nur weibliche Pflanzen hervorbringen. Das „Nur“ in letzterer Beziehung unterliegt allerdings einer kleinen Einschränkung, denn ab und zu fand ich unter meinen zahlreichen aus unbefruchteten Samen gezüchteten Pflanzen männliche oder monöcische Individuen. Es ist allerdings bei den in Masse gegezogenen Pflanzen für den ersten Fall die Möglichkeit einer zufälligen Befruchtung durch Insekten nicht ganz ausgeschlossen. Das einzige, sehr interessante monöcische Individuum, was ich bis jetzt erhielt, und wie ich es im Freien nie beobachtete, erzeugte nur Früchte mit tauben Samen.

Erwähnt sei ferner, daß sicherlich auch der Umstand, ob ausgiebige oder weniger ausgiebige Befruchtung der weiblichen Blüten, sei es infolge von Witterungsverhältnissen usw., stattgefunden hat, auf das Zahlenverhältnis der männlichen und weiblichen Individuen in der Natur bei *Mercurialis annua* einen weitgehenden Einfluß ausübt. Mir will es scheinen, daß das sogenannte „gesetzliche Verhältnis der Geschlechter . . .“ (HEYER n. STRASBURGER[1]) S. 756) sehr wesentlich von diesem Umstande beeinflußt wird und unter den vielen Versuchen, die über das Geschlechtsverhältnis diöcischer Pflanzen ausgeführt sind, kommen mehrere vor, die diese Annahme auch bei anderen Pflanzen (Hanf, *Melandryum*) wahrscheinlich erscheinen lassen. So erhielt HOFFMANN[2]) (s. STRASBURGER[1]) S. 753) bei Dichtsaat mehr Männchen als Weibchen.

Nach Beobachtungen über den Fruchtansatz, nicht allein bei *Mercurialis annua*, sondern auch bei den nachstehend noch erwähnten diöcischen Pflanzen will es mir sogar scheinen, daß die

---

1) Biologisches Centralblatt 1900, S. 657 u. f.

2) Über Sexualität. Bot. Zeitung 1885 Sp. 145 u. 161 ff.

Fruchtansätze bei *Mercurialis annua* zweierlei Art sind, nämlich solche, die ohne Befruchtung keimfähigen Samen hervorzubringen imstande sind, und solche, welche dazu der Befruchtung bedürfen; bleibt letztere aus oder ist sie teilweise gehindert, so fallen diese Fruchtknoten frühzeitig ab, und die Entstehung von Samen, welche männliche Pflanzen liefern, ist aufgehoben oder doch eine geringere als bei für die Befruchtung günstigeren Verhältnissen.

Endlich wirft sich nun die Frage auf: Entsteht der vollständig normale ohne Befruchtung erzeugte Keimling durch Parthenogenesis oder Polyembryonie? Diese Frage lasse ich vorläufig unentschieden, da die erforderlichen Untersuchungen noch nicht abgeschlossen sind, viel spricht jedoch bei der ganzen Sachlage nicht für Polyembryonie. Hier können aber endgültig nur Untersuchungen entscheiden, und da es mir bei der gegenwärtigen Sachlage nicht möglich ist, solche einzuleiten, weil hier im Gewächshaus der Station, da der Garten reichlich *Mercurialis annua* beherbergt, ein wirksamer bzw. passender Schutz gegen Bestäubung durch Tiere sich wohl kaum durchführen lassen dürfte, so muß die Entscheidung vorläufig zurück gestellt werden. Bemerkt sei, daß nach meinen Beobachtungen bei der Befruchtung von *Mercurialis annua* Insekten eine weit größere Rolle spielen als für gewöhnlich angenommen wird. So ergab die hier in Bernburg zuerst erhaltene Nachzucht (1906) aus der ungeschlechtlichen Zucht 1905 in Halle zwar lauter weibliche Pflanzen, aber in der aus ihr sich ergebenden Nachzucht (1907) waren bereits reichlich männliche Individuen enthalten, obgleich die Pflanzen, 1906 gegen Windbestäubung geschützt im Glashause standen; zahlreiche kleine Insekten, welche die Blüten besuchten, haben daher zweifellos die Befruchtung vermittelt.

Zu entscheiden bleibt also noch bei der obigen Pflanze durch weitere Untersuchungen, ob die Entwicklung des Embryos von der Keimzelle ausgeht und ob bei Befruchtung Samen entstehen, welche nur männliche oder weibliche und männliche Pflanzen hervorbringen.

Ich habe mich nun zunächst anderen Fragen zugewandt und vor allem derjenigen, ob die Verhältnisse bei anderen diöcischen Pflanzen nicht ähnlich liegen wie vorstehend für *Mercurialis annua* erwiesen ist. Für *Humulus* geben schon KERNERs[1]) Beobachtungen in dieser Richtung hin Aufschluß und für *Cannabis* leitete ich seit 1906 und für *Melandryum* seit 1907 Versuche ein, die bis jetzt wie folgt sich gestaltet haben.

---

[1]) l. c. S. 419 wird darüber wie folgt berichtet: „Daß auch in Samenanlagen von Phanerogamen, auf welche das Spermatoplasma keinen Einfluß nehmen konnte, bisweilen Keimlinge gebildet werden, und zwar lebensfähige

Hanf wird hier in der ganzen Umgegend nicht gebaut, höchstens findet er sich hier und da als Zierpflanze in den Gärten. Es erschien daher als ziemlich aussichtsvoll, die Bestäubung weiblicher Pflanzen leicht zu umgehen. Zwei Kisten, die im Vegetationsraum der Station Aufstellung gefunden hatten, wurden daher 1906 mit dem erforderlichen Boden gefüllt, Hanf eingesät und nun sorgfältig jede männliche Pflanze möglichst frühzeitig entfernt. Auch hier ist es wie bei *Mercurialis annua* leicht möglich, die männlichen Pflanzen vor der Reife des Pollens als solche zu erkennen und rechtzeitig zu entfernen. Die schließlich verbleibenden weiblichen Pflanzen hatten sich zwar nur in mäßiger Höhe entwickelt, aber sie blühten ziemlich reichlich und nach der Ernte ergab sich, daß sich auch wohlausgebildete, wenn auch verhältnismäßig nur wenige Samen entwickelt hatten, die sich auch bei der Schnittprobe in ihrem Inhalt als normal zeigten. Drei Vegetations-

---

Keimlinge, welche, von der Mutterpflanze getrennt, zu neuen Stöcken heranwachsen, ist außer Frage gestellt und soll durch eine Reihe von Beispielen erläutert werden. Zunächst sei hier des Hopfens (*Humulus lupulus*) gedacht, der bekanntlich zweihäusig ist, und dessen weibliche Stöcke auch dann keimfähige Samen entwickeln können, wenn weit und breit kein Stock mit Pollenblüten zu finden ist. So verhält es sich nämlich mit einigen weiblichen Hopfenstöcken, welche am südlichen Abhange vor meinem Landhaus im tirolischen Gschnitztale zur Überkleidung eines Geländers gepflanzt wurden, und welche alljährlich Zapfen mit normal ausgereiften Früchten entwickeln. Aus diesen Früchten keimten bei wiederholten Versuchen regelmäßig junge kräftige Pflanzen und zwar einmal ungefär 20, ein anderes Mal 26 pCt. der in die Erde gelegten Früchtchen. Und, was besonders hervorgehoben zu werden verdient, alle Stöcke, welche aus diesen Keimlingen hervorwuchsen, trugen wieder nur Fruchtblüten. Männliche Hopfenstöcke sind im Gschnitztale zwar wildwachsend vorhanden, aber durch ein mit Wald bewachsenes Gelände getrennt und ungefähr eine halbe Stunde entfernt von jenen weiblichen Stöcken, deren Früchte ausgesät worden waren. Die Möglichkeit, daß der Wind den Pollen von diesen männlichen Stöcken herbeigetragen habe, könnte nur von jenen angenommen werden. welche das Tal und die Standorte der männlichen und weiblichen Hopfenstöcke in demselben nicht kennen. Wer die Verhältnisse an Ort und Stelle überblickt, wird die Belegung der Narben mit Pollen der männlichen Stöcke als ausgeschlossen erklären und die Bildung keimfähiger Samen auf Parthenogenese zurückführen.“ Wenn Kerner selbst dazu bemerkt, daß „dieser Fall nicht als ganz einwurfsfrei gelten kann,“ so gibt doch die Tatsache, daß alle Stöcke, welche bei wiederholten Versuchen aus den so gewonnenen Früchten hervorgingen, wieder nur Fruchtblüten trugen, dem Schluß eine große Wahrscheinlichkeit.

gefäße wurden nun im Jahre 1907 mit je 25 Samen bestellt, davon gingen ungefähr die Hälfte auf und alle Pflanzen erwiesen sich, wie auch die Abbildung III zeigt, als weiblich. Diese Pflanzen gelangten, nachdem einige in der Jugend eingegangen waren, zur normalen Entwicklung, blühten reichlich und entwickelten, wenn auch nur wenige normale Samen. Auch ein Versuch mit gewöhnlichem Samen wurde in der Weise wie im Jahre 1906 wiederholt und das Ergebnis war wie damals, nur wurden nicht so reichlich Samen gewonnen wie früher. Die geringere Samenproduktion im Jahre 1907 ist vielleicht auf die ungünstigen Witterungsverhältnisse zurückzuführen[1]).

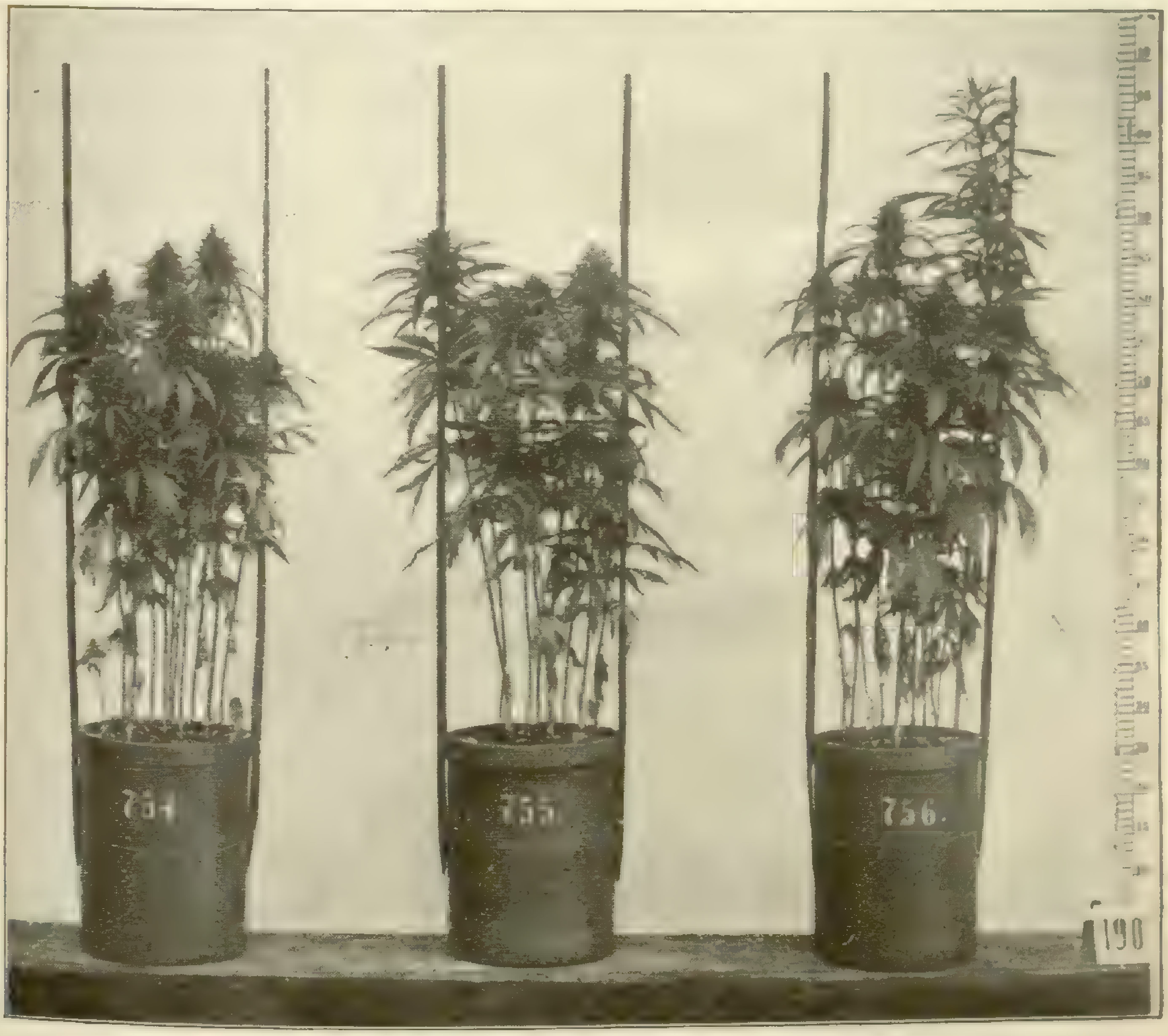


Abbildung III. Hanf 1907, aus ungeschlechtlicher Saat von 1906.

---

[1]) Heyer hat beim Hanf der Entstehung von Samen ohne Befruchtung keine Untersuchungen gewidmet, sondern er begnügt sich damit, folgendes darüber zu verzeichnen: „Ich sehe davon ab, die bei diesen verschiedenen Versuchsreihen erhaltenen Zahlenverhältnisse zwischen den beiden Geschlechtern vorzuführen, da es durch neuere sorgfältige Untersuchungen, wie von Regel erwiesen ist, daß beim Hanf, wie überhaupt bei den Phanerogamen Pharthe-

Im Jahre 1907 wurde dann eine weitere Pflanze, *Melandryum rubrum*, zu den Versuchen herangezogen und zwar wurden sowohl weibliche Pflanzen im Freilande wie auch in Gefäßen gezogen, nachdem sorgfältig alle männlichen Pflanzen im Garten entfernt waren. Bei beiden Pflanzengruppen entwickelten sich wohlausgebildete Früchte, die auch mit Samen anscheinend ganz normaler Art besetzt waren, aber es war auch hier auffallend, daß nur ein geringer Prozentsatz der Blüten zur Fruchtbildung gelangte, während der überwiegende Teil alsbald vertrocknete und abfiel. Wie sich der gewonnne Samen dieser Pflanze nun verhält, müssen weitere Versuche, die damit eingeleitet werden sollen, ergeben.

39. E. Jahn: Myxomycetenstudien.

7. Ceratiomyxa.

(Mit 2 Abbildungen im Text.)

(Eingegangen am 19. Mai 1908.)

Ein Irrtum, der sich in meiner vorläufigen Mitteilung (5) findet und eine gänzlich verfehlte Darstellung der Karyogamie und der Reduktionsteilungen bei der Gattung *Ceratiomyxa*, die OLIVE (7) seither veröffentlicht hat, geben mir Veranlassung, noch einmal auf diese interessante Form zurückzukommen, ehe meine ausführliche Abhandlung über den Sexualakt bei den *Myxomyceten* erscheint.

FAMINTZIN und WORONIN (1) haben im Jahre 1873 den Nachweis geführt, daß die bis dahin zu den *Hyphomyceten* gerechnete Gattung *Ceratium* zu den Schleimpilzen gehört. Aus den Sporen entschlüpfen bei der Keimung Amöben, die sich alsbald in 4 kleinere teilen. Jede von diesen teilt sich sofort wieder in 2 Schwärmer, so daß aus je einer Spore bei der Keimung

---

nogenesis nicht vorkommt" (S. 47) und ferner „Schließlich wäre noch der Parthenogenesis zu gedenken, da sie von einigen älteren Forschern, besonders von SPELANZANI beim Hanf experimentell nachgewiesen sein soll. Da aber neuere und zuverlässige Versuche deren Unmöglichkeit festgestellt haben, so gehe ich nicht näher darauf ein" (S. 57).

8 Schwärmer entstehen. Diese werden nach einiger Zeit zu Amöben. Wahrscheinlich entstehen daraus bald die Plasmodien; mikroskopisch hat sich aber die Entstehung der Plasmodien aus den Amöben bisher nicht verfolgen lassen. Das schnell heranwachsende Plasmodium lebt im Innern fauler Baumstümpfe. Sehr selten läßt es sich als ein glasig durchsichtiger Schleim im vegetativen Zustande an der Oberfläche des Holzes beobachten.

Die Fruchtkörper sind in der Umgebung Berlins besonders nach den ersten warmen Sommerregen so häufig, daß bisweilen jeder zweite Baumstumpf mit ihnen bedeckt ist. WORONIN hat in den schönen Zeichnungen der erwähnten Abhandlung ein getreues Bild der Entwicklung der Fruchtkörper gegeben. Auf dem Holze erscheint das Plasmodium in Gestalt kleiner opalweißer Polster, die bald eine gelappte Oberfläche bekommen. Es werden Höckerchen sichtbar. Diese nehmen im Verlauf mehrerer Stunden an Höhe zu und werden schließlich die gabelig verzweigten Hörner, die der Gattung den Namen gegeben haben.

Unter dem Mikroskop sieht man, daß schon in den polsterartigen Anlagen der Fruchtkörper das Plasma soviel Schleim absondert, daß es ganz darin eingebettet ist. Beim Aufbau der Höcker wird immer neuer Schleim erzeugt. Dichteres Plasma findet sich nur an der Spitze der wachsenden Hörner und auf ihrer Oberfläche. Sind die Fruchtkörper fertig, so sieht man mit einer Lupe, daß die Hörnchen innen ganz glasig und durchsichtig sind und nur ringsum von einer schmalen Schicht weißen Plasmas bekleidet werden. In diesen späten Stadien erkennt man unter dem Mikroskop, daß sich das Plasma auf der Oberfläche zunächst zu einem feinen Netz anordnet, das zwischen den Fäden erst größere, dann langsam kleiner werdende Maschen freiläßt. Zunächst führen Fäden auch nach innen. Dann zieht es sich immer mehr auf der Oberfläche zusammen und zerfällt plötzlich in lauter eng aneinander liegende amöbenartige Teile. Von oben gesehen erscheinen die Hörnchen jetzt wie mit Pflaster bedeckt. Diese Segmente sind die Anlagen der Sporen.

In jedem Segment haben schon die beiden russischen Forscher einen Kern gesehen. Nach einiger Zeit wächst das Plasma der Segmente senkrecht zur Oberfläche empor, wird erst zu einem zylindrischen Vorsprung, schnürt sich dann unten ein und bildet so einen Stiel aus Schleim. Die Sporen sind nun abgeschnürt, nehmen aber ihre elliptische Gestalt erst allmählich an. Erst nach einigen Stunden haben sie eine fertig ausgebildete Membran.

Ich unterscheide also mit FAMINTZIN und WORONIN in der

Entwicklung der Fruchtkörper von *Ceratiomyxa* 1. ein Polsterstadium, 2. ein Streckungsstadium (das der Hörnerbildung), 3. ein Maschenstadium (das Plasma bekleidet die Oberfläche der Hörnchen in gewundenen Fäden), 4. ein Pflasterstadium (das der runden Amöben), 5. ein Sporenstadium.

Vor etwa 6 Jahren hatte ich einmal gelegentlich mit Entwicklungsstadien anderer ***Myxomyceten*** auch reifende Fruchtkörper von *Ceratiomyxa* mit ZENKERscher Flüssigkeit fixiert. Mikrotomschnitte zeigten mir, daß in den nahezu reifen Sporen noch eine mitotische Kernteilung vor sich geht, der bald darauf eine zweite folgt. In den reifen Sporen lagen also 4 Kerne. In meiner vorläufigen Mitteilung über die Keimung der Sporen (4) bin ich darauf kurz eingegangen; inzwischen habe ich aber gesehen, daß schon vor mir CASPAR O. MILLER (6) die 4 Kerne in den Sporen abgebildet hat. Ja, als deutliche Kreise in den Sporen sind sie schon von CORDA in den Icones fungorum in der Mitte des vorigen Jahrhunderts abgebildet worden.

In einem Schnitt durch das Pflasterstadium, den ich ebenfalls erhielt, sah ich große Kerne, deren Chromatin sich im Spiremstadium befand. (Fig. 1 m.) Ich kam nun zunächst auf einen Gedanken, der damals, als die Karyogamie im jungen Ascus und in der Basidie allseitig festgestellt war, sehr nahe lag: Sollte hier nicht auch eine Karyogamie vorangehen? Die auffallende Vierkernigkeit der Sporen konnte ja auf ähnlichen Vorgängen wie die Tetradenteilungen bei ***Metaphyten*** und ***Metazoen*** beruhen. Ich verschaffte mir also im nächsten Jahre eine ganze Anzahl von Entwicklungsstadien, jüngeren und älteren, aber nirgends war etwas von Kernverschmelzungen zu sehen. Auch bei anderen ***Myxomyceten*** fand wohl vor der Sporenbildung keine Karyogamie statt. Denn ich hatte selbst zahlreiche Präparate der reiferen Stadien von ***Stemoniteen***, ***Arcyrien*** und ***Cribrarien***; sie zeigten nichts davon, ebensowenig hatte HARPER bei seiner Untersuchung der Sporenbildung von ***Fuligo*** (2) irgend etwas Derartiges gesehen. So gab ich den Gedanken wieder auf.

Inzwischen gewann eine andere Idee in mir immer mehr an Wahrscheinlichkeit, angeregt durch die Kontroverse über die Reduktionsteilungen, die jetzt im Gange war. Die Viererteilung in den Sporen von *Ceratiomyxa* konnte doch eine Tetradenteilung, also eine Reduktionsteilung, sein, aber die Kernverschmelzung ging nicht vorher, sondern folgte nach. Diese Ansicht hatte manches für sich. Die Verwandlung der Schwärmer in Amöben war niemals cytologisch untersucht. Es war möglich, daß die Schwärmer dieselbe Rolle spielten, wie die beweglichen Sexualzellen der *Metazoen*, und daß die Verwandlung in Amöben in der Weise vor sich ging, daß die Schwärmer kopulierten. Ich beschäftigte mich jetzt also mit den Schwärmern, untersuchte ihre Kernteilungen (3), kam schließlich auf die physiologisch interessanten Vorgänge bei der Keimung, über die ich auch eine vorläufige Mitteilung gemacht habe (4), ich erhielt auch bei einigen Arten ohne Schwierigkeit echte Amöben, aber eine Kopulation konnte ich nicht beobachten.

Von *Ceratiomyxa* sammelte ich mir 1904 im Westerwald eine größere Zahl möglichst normaler Fruchtkörper, weil ich die Erfahrung gemacht hatte, daß die Sporen oft nicht recht reifen und dann nicht keimen. Eine dieser Proben keimte ausgezeichnet und lieferte mir die Präparate der Kernteilungen, die ich weiter unten bespreche. Auch hier kopulierten die Schwärmer nicht.

Schließlich stellte sich heraus, daß ich noch immer auf einer falschen Fährte war (5). Die Kopulation der Kerne folgte doch nicht auf die Sporenbildung, sondern ging ihr voraus. Aber sie fand nicht unmittelbar davor statt, wie ich erst geglaubt hatte, sondern viel früher, schon zu Beginn der Fruchtkörperbildung. Das Polsterstadium von *Ceratiomyxa* zeigt noch hier und da paarig zusammenliegende Kerne.

Mittlerweile hatte ich die Beweise dafür erhalten, daß schon der Ausgangspunkt meiner Vermutungen, die Annahme von Reduktionsteilungen in den Sporen von *Ceratiomyxa*. falsch war. Soweit ich bis dahin wußte, kommen hier in den Sporen nacheinander 2 Mitosen vor, bei den anderen *Myxomyceten* war längst nur eine Mitose kurz vor der Sporenbildung beschrieben. Es war ganz unklar, wie diese Mitosen miteinander verglichen werden konnten, in welcher morphologischen Beziehung überhaupt die Sporen von *Ceratiomyxa* mit 4 Kernen und die der anderen *Myxomyceten* mit 1 Kern standen.

Ich nahm mir vor, die Entwicklung der Fruchtkörper von

Ceratiomyxa noch einmal möglichst sorgfältig zu verfolgen. Diese Untersuchung hatte ihre Schwierigkeiten. Wie schon FAMINTZIN und WORONIN festgestellt haben, dauert die Entwicklung vom Polster- bis zum letzten Sporenstadium etwa 24 Stunden. Ein einziges Plasmodium befindet sich in allen seinen Teilen zu einer bestimmten Zeit nur in einem einzigen Stadium; man kann nicht gleichzeitig verschiedene Stadien fixieren. Es bleibt also nichts übrig, als sich neben einem in der Ausbildung begriffenen Plasmodium niederzulassen und von 10 zu 10 Minuten eine Probe davon zu fixieren. Nur so kann man einen Überblick über die Wandlungen der Kerne während der Fruchtbildung gewinnen. Glücklicherweise sind die Angaben der beiden russischen Botaniker über die strenge Innehaltung bestimmter Nacht- und Tageszeiten während der einzelnen Phasen für die Umgebung Berlins nicht genau zutreffend. Das Plasmodium kommt zwar meist in den frühen Morgenstunden heraus, verspätet sich aber bisweilen so, daß es erst mittags erscheint. Ich bin so verfahren, daß ich mir des morgens ein größeres möglichst junges Plasmodium im Walde aussuchte, es mit dem Holze ablöste und in eine Blechdose klemmte. Diese Dose steckte ich in die Tasche und fixierte unterwegs und zu Hause in regelmäßigen Abständen kleine Teile davon, bis ich eine genügende Entwicklungsserie zu haben glaubte. So erhielt ich im Jahre 1905 und in den folgenden Sommern eine ganze Anzahl von zusammenhängenden Ausbildungsstadien der Fruchtkörper.

Es stellte sich heraus, daß im Maschenstadium, also unmittelbar vor der Sporenbildung, hier auch zwei Karyokinesen stattfinden, die deutlich in meinen Präparaten zu verfolgen waren. Eine von ihnen ist augenscheinlich eine Reduktionsteilung und homolog der Endkaryokinese der anderen *Myxomyceten*. Bei *Ceratiomyxa* fanden also 2 Mitosen vor der Sporenbildung statt, zwei in den Sporen und eine bei der Keimung, bei den anderen *Myxomyceten* eine vor der Sporenbildung und eine bei der Keimung.

Ich habe daraufhin versucht, einen morphologischen Vergleich zwischen *Ceratiomyxa* und den endosporen *Myxomyceten* aufzustellen (5). Die Homologien, die ich konstruieren mußte, waren aber so komplizierter Art, daß mir Bedenken dagegen gekommen sind. Ich habe deshalb fortgesetzt weitere Serien fixiert und gefunden, daß ich durch meine Fixierungsmethode das Opfer eines Irrtums geworden bin. Vor der Sporenbildung finden nicht zwei, sondern nur eine Karyokinese statt; sie ist wie bei den anderen *Myxomyceten* deutlich eine Reduktionsteilung. Zwei Mitosen waren mir dadurch vorgetäuscht worden, daß ich das Plasmodium während des Gehens heftig hin- und hergeschüttelt hatte. Ein Teil davon war dadurch gestört worden, die simultane Entwicklung hatte aufgehört, und ich erhielt nach einiger Zeit dieselbe Mitose, die ich schon fixiert hatte, in abnormer Form noch einmal. Auch die Zahl der degenerierenden Kerne ist in Wahrheit nicht so groß, wie meine Präparate es gezeigt hatten.

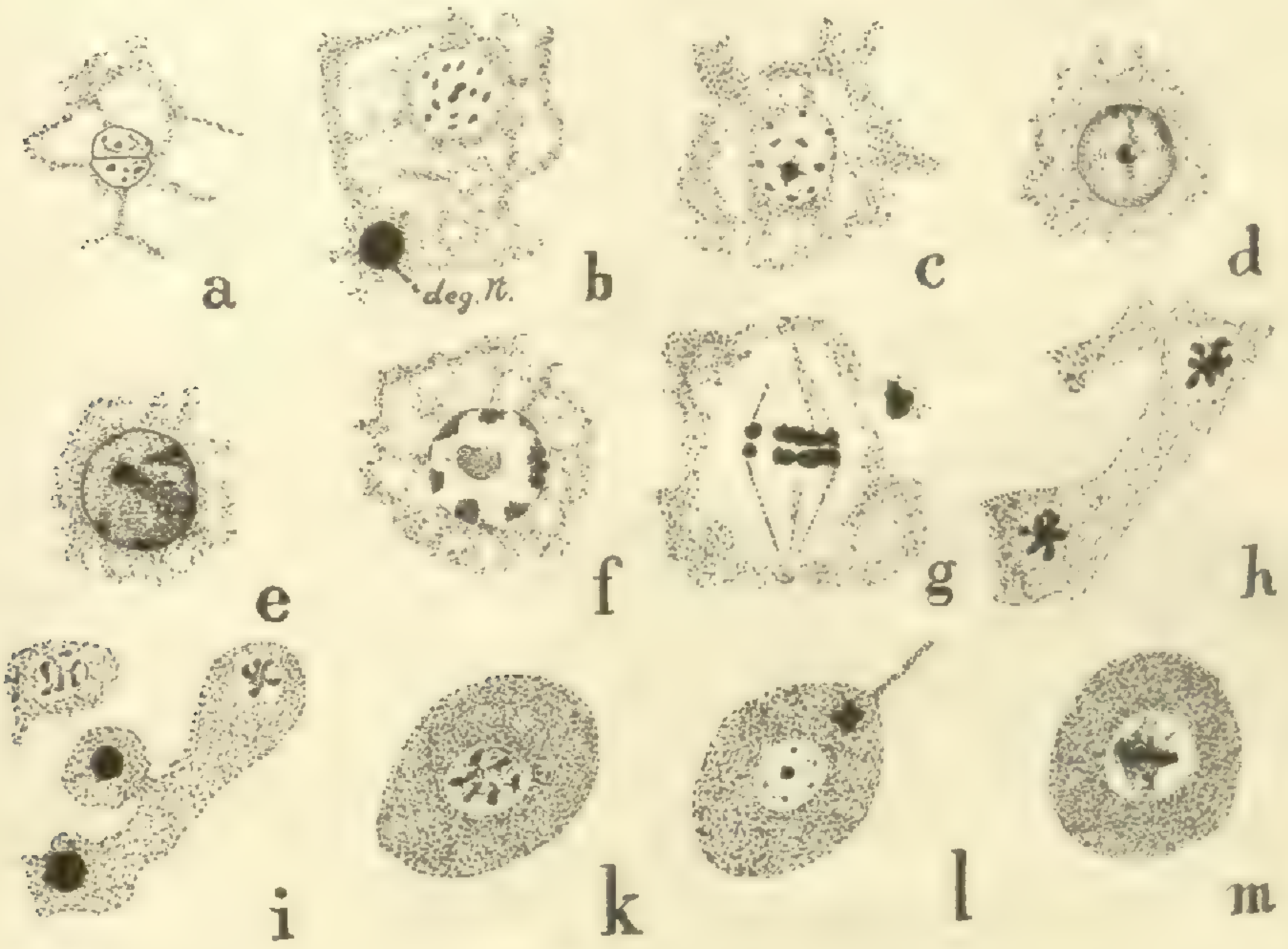


Fig. 1. Die Kerne während der Entwicklung der Fruchtkörper von *Ceratiomyxa*. a) Karyogamie im herauskommenden Plasmodium, b) Fusionskern (daneben ein degenerierender), c) diploider Kern, d) und e) Synapsis, f) Diakinese, g) heterotypische Mitose, h) die Tochterkerne im Maschenstadium des Plasmodiums, i) desgleichen, zum Teil degenerierend, k) Schnitt durch eine Amöbe des Pflasterstadiums, l) junge Spore mit ruhendem und einem degenerierten Kern, m) Spirem im dichten Plasma. Vorbereitung auf die erste Sporenmitose. Vergrößerung 800 : 1. Die Kerne der Fig. d bis g sind ein wenig zu groß gezeichnet.

Es ist merkwürdig, daß verschiedene Gattungen der *Myxomyceten* sich gegen Erschütterungen der jungen Fruchtkörper sehr verschieden empfindlich zeigen. Manche Arten von *Physarum* stellen bei geringfügigen Erschütterungen sofort die Stielbildung ein und gehen zugrunde, während z. B. ein Plasmodium von *Stemonitis fusca*, in einer Dose in der Tasche aufbewahrt und hin- und hergeschleudert, seine Sporangien aufbaute und normale Sporen erzeugte. *Ceratiomyxa* wird nur durch zu heftige Bewegungen gestört. Wenn man sie sorgfältig in der Hand trägt, entwickelt sie sich weiter.

Nach den Präparaten meiner neuen Serien kann ich nun über die Veränderungen der Kerne während der Entstehung der Fruchtkörper folgende Darstellung geben:

Die Periode der Fruktifikation wird dem Anschein nach durch eine Kopulation der Kerne zu Paaren eingeleitet. Wahrscheinlich geht diese Karyogamie schon im Holze vor sich, noch ehe das Plasmodium herauskommt. Denn in allen Schnitten durch jugendliche Polsterstadien, die ich habe, sind die Kerne meist schon im Zustande der Figur 1b und 1c. Nur in den unteren, schon stark vom Schleim durchsetzten Schichten liegen sie, offenbar vom anderen Plasma abgeschnitten, zu Paaren beieinander (Fig. 1a).

Sehr erleichtert wird die Verfolgung der sich nun abspielenden Vorgänge durch die Deutlichkeit, mit der die Chromosomen hervortreten. Sie sind in den haploiden Kernen in der Zahl 8 vorhanden. In der Fig. 1b ist ein Kern des Polsterstadiums kurz nach der Karyogamie abgebildet. Die Nucleolen liegen schon nahe beieinander, die Kernmembran ist sehr zart, der ganze Kern erscheint etwas aufgebläht. Mit Sicherheit zählt man immer 16 Chromosomen.

Während des nun folgenden Streckungsstadiums erscheinen die Kerne, namentlich im innern Plasma, in einer sehr charakteristischen Gestalt, die auch bei den endosporen *Myxomyceten* wiederkehrt. Der Kern hat deutlich die Gestalt eines Rotationsellipsoids. Der große, anscheinend aus mehreren Stücken zusammengesetzte Nucleolus liegt exzentrisch ungefähr in einem Brennpunkt des Ellipsoids. Um ihn herum ist gewöhnlich ein freier Raum erkennbar, in den vom Nucleolus aus eine schwach färbbare Substanz ausstrahlt. Oft hat man deutlich den Eindruck, als ob das Chromatin auf 2 Kugelschalen liegt oder besser auf 2 Rotationsellipsoiden, die ineinandergeschachtelt sind. Zählt man die Chromosomen, die bei dieser Lagerung sich öfters verdecken, erhält man die Zahlen 13, 14 oder 15. Es sind also zweifellos noch alle 16 Chromosomen getrennt.

Man kann demnach vermuten, daß die Karyogamie in einer Umfassung des einen Kerns durch den anderen besteht. Der diploide Kern ist also, um den in der zoologischen Protistenliteratur üblichen Ausdruck zu gebrauchen, ein Amphinucleus.

Einen mittelbaren Beweis für die eben stattgehabte Karyogamie liefert die große Menge der kleinen degenerierenden Kerne, die überall im Plasma liegen (vgl. Fig. 1b). Es sind solche, die bei der Paarung keinen Partner gefunden haben. Sie sind nur halb so groß, wie die normalen. Bei der FLEMINGschen Färbung erscheinen sie als leuchtend rote, bei der HEIDENHAINschen als tiefschwarze Kugeln.

Es folgt nun das Streckungsstadium. Die Kerne verharren zunächst noch im alten Zustande. Nur diejenigen, die im dichten Plasma der Grenzschichten liegen, zeigen schon eine Veränderung, die nach dem vollendeten Aufbau der Hörner alle Kerne ergreift. Der Kern scheint etwas zu schrumpfen (Fig. 1d, 1e), die Kernmembran, die vorher gerade noch sichtbar war, wird sehr deutlich, und im Innern des Kerns erscheint in Gestalt von Streifen, die vom Nucleolus ausgehen, eine graue, diffus färbbare Masse. Sie verhüllt die vorher so scharf unterschiedenen Chromosomen derartig, daß man auch bei scharfer Differenzierung nur noch unbestimmte Klumpen erkennt. In der Nähe der Kernmembran häuft sich die dunkle Substanz am dichtesten an.

Wir haben in diesem Stadium, das lange dauert (in einer meiner Serien über zwei Stunden) augenscheinlich das Gegenstück der Synapsis in den Geschlechtskernen der *Metaphyten* und *Metazoen* vor uns.

Inzwischen bereitet sich das Plasma auf das Maschenstadium vor. Sobald dies eintritt, erscheinen die Kerne verändert. Das Innere ist wieder klar, die grauen Bänder sind verschwunden, und deutlich abgegrenzt tauchen die Chromosomen wieder auf. Aber sie sind jetzt vergrößert und nur noch in der Zahl 8 vorhanden (Fig. 1f). Sie verkürzen sich bald und erscheinen als breite Stäbchen. Ich habe zwar öfter den Eindruck gehabt, daß es Doppelstäbchen sind, aber so deutliche Bilder wie bei den anderen *Myxomyceten* habe ich bei *Ceratiomyxa* noch nie erhalten. Es kann trotzdem kein Zweifel daran sein, daß wir hier ein Stadium vor uns haben, daß der Diakinese bei Tieren und Pflanzen entspricht.

Gleich darauf erfolgt die Reduktionskaryokinese. Ein Längsschnitt durch ein Hörnchen gibt ein schönes Präparat. Von oben bis unten sind sämtliche Kerne in der Teilung begriffen. Unten am Grunde sieht man noch die letzten Stadien der Diakinese. Dann heften sich die Fasern der Kernspindel an die 8 Chromosomen und reißen sie (Fig. 1g) auseinander. Die Spindel wird lang ausgezogen, und oben in den Spitzen der Hörnchen sieht man schon die Tochterkerne mit je 8 deutlichen Chromosomen liegen (Fig. 1h).

Während das Maschenstadium noch anhält, bemerkt man, daß ein großer Teil der eben entstandenen Kerne der Degeneration verfällt. Nach meinen Zählungen ist es noch nicht die Hälfte. Meine frühere Angabe, daß drei Viertel aller Kerne zugrunde gehen, beruhte auf der Untersuchung einer durch Schütteln gestörten Serie. Der Gedanke liegt nahe, daß vielleicht je einer der beiden eben entstandenen Tochterkerne degeneriert. Es ist möglich, daß tatsächlich so eine Abstoßung der Hälfte des Chromatins erfolgt. Beweisen läßt es sich aber nicht, weil nach der Mitose die beiden Tochterkerne so weit auseinander gehen, daß die Abkömmlinge anderer Mitosen zwischen sie geraten und schließlich alle so durcheinander liegen, daß man nicht mehr weiß, welche zusammen gegehörten. Dann erst beginnt die Degeneration (Fig. 1i).

Daran schließt sich schnell das Pflasterstadium. Je eine abgerundete Plasmamasse erhält einen normalen Kern in der Mitte und oft noch außerdem einen degenerierenden (Fig. 1k).

Sehr bald darauf erfolgt auch die Stielbildung der jungen Sporen. Der Kern geht jetzt merkwürdigerweise erst in ein lange dauerndes Ruhestadium über. Die 8 Chromosomen, die deutlich zählbar waren, werden zarter und schwerer nachweisbar, und ein wohlbegrenzter Nucleolus erscheint. Der degenerierte Kern ist oft noch erkennbar, manchmal sind seine Chromosomen sogar noch zu zählen (Fig. 1l). Es vergehen nun mehrere Stunden; das Cytoplasma ringsum in der jungen Spore setzt sich scharf gegen die Kernhöhlung ab; es ist dicht und bereitet sich schon auf das bevorstehende Ruhestadium vor. Endlich verändert sich der Kern wieder (Fig. 1m), die Chromosomen erscheinen und das Spirem der ersten Karyokinese bereitet sich vor. Dann erfolgen die beiden Mitosen hintereinander. Auffallend ist, daß sie nicht mehr in allen Sporen desselben Körnchens simultan vor sich gehen. Man sieht in einzelnen Sporen schon 2 Kerne oder Teilungen, während in anderen der Kern sich noch nicht geteilt hat. Ich habe von diesen Kernteilungen bisher nur wenig befriedigende Präparate, in denen die Chromosomen sich nicht zählen lassen.

OLIVE stellt in seiner Mitteilung die Ansicht auf, daß diese beiden Karyokinesen Reduktionsteilungen seien. Wir haben gesehen, daß der Kern mit 8 Chromosomen in die ganze Spore eintritt. Liegt eine Reduktionsteilung vor, so muß jeder der vier Sporenkerne oder seine Tochterkerne nur vier Chromosomen haben.

In Fig. 2a ist die vierkernige Amöbe abgebildet, die beim Keimen aus der Sporenmembran von *Ceratiomyxa* auskriecht. Sie teilt sich unmittelbar darauf in 4 Tochteramöben. Diese ordnen sich nach der Teilung so an, daß drei von ihnen ein Dreieck bilden und die vierte auf ihnen liegt. Sie liegen also auf den 4 Ecken eines regulären Tedraeders (Fig. 2b und c).

In jedem der Kerne der 4 Amöben erscheinen darauf deutlich und zählbar die Chromosomen. Es sind wieder 8, also eine Reduktion hat nicht stattgefunden (2b). Unmittelbar darnach wird in jeder Amöbe eine zarte Spindel sichtbar, die Chromosomen wandern auseinander (Fig. 2c), die Amöbe selbst teilt sich in zwei kleinere, und in jeder sind noch einmal als zarte eben unterscheidbar schwarze Pünktchen die Chromosomen zu sehen. Es sind wiederum 8 (Fig. 2d). Jede Amöbe bildet nun nachträglich eine Geißel und wird zum Schwärmer.

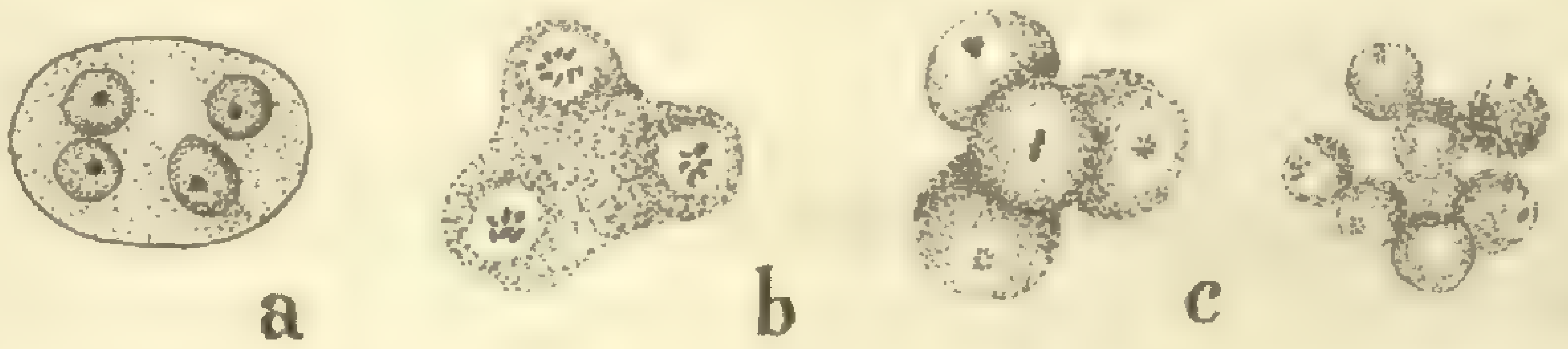


Fig. 2. Die Kernteilungen in den keimenden Sporen. a) ausgeschlüpfte Amöbe mit 4 Kernen, b) Die 4 Kerne bereiten sich zur Teilung vor, c) Bildung der Aequatorialplatte in den 4 Tochteramöben, d) 8 Amöben. Vergr. 800 : 1.

Also nur während der Karyokinese im Maschenstadium erfolgt eine Reduktion des Chromatins.

Über die Mitteilung von OLIVE brauche ich nur wenige Worte zu verlieren. Er ist dem Anschein nach genau so wie ich auf die Viererteilungen in den Sporen von *Ceratiomyxa* aufmerksam geworden und hat dahinter eine Reduktionsteilung vermutet. Auf Schnitten durch vorgeschrittene Stadien, die er fixiert hatte, fand er das in Fig. 1m abgebildete Spirem des Kernes. Er war sogleich überzeugt, hier eine Synapsis gefunden zu haben, weil, wie er sagt, das Chromatin geschrumpft sei und exzentrisch im Kerne liegt. Der Mangel aller anderen Beweise hat ihn so wenig bekümmert, daß er bald darauf auf der Versammlung der Amer. Assoc. f. Adv. Sc. einen Vortrag über „Evidences of sexual reproduction in the slimemolds“ gehalten hat. Vom Sexualakt selbst konnte er allerdings gar nichts sagen.

Die Oberflächlichkeit seiner Untersuchung geht schon daraus hervor, daß er die eigentliche Reduktionsteilung im Maschenstadium überhaupt nicht kennt, weil er eben gar keine fortlaufende Entwicklungsreihen untersucht hat.

In einer Anmerkung der kurzen Abhandlung, in der er seine angebliche Entdeckung der Synapsis beschreibt, behauptet er, nachträglich auch die Karyogamie gesehen zu haben; sie finde während des oben beschriebenen Pflasterstadiums, unmittelbar vor seiner „Synapsis“ statt. Ich vermute, er hat schlecht fixierte Stadien der jungen Sporen mit 2 Kernen, einem normalen und einem degenerierenden, gesehen und dann die älteren mit nur einem vergrößerten gefunden. Beides hat er dann zu einer „Karyogamie“ kombiniert.

Meiner vorläufigen Mitteilung widmet er folgende Betrachtung, die seinen Entdeckungen die Priorität sichern sollen: A little later, JAHN published an account of nuclear fusions and division in *Ceratiomyxa*, which differs widely from that described by the writer. JAHN finds nuclear fusions as well as reduction divisions occurring at a much earlier stage than I. The two later divisions in the young spore he apparently regards merely as vegetative divisions. The shrunken, synapsis-like condition described in the present paper JAHN apparently has not seen.“

OLIVE hat „apparently“ weder die Synapsis, noch die Reduktionsteilung, noch die Karyogamie gesehen.

Literatur.

1. A. FAMINTZIN und M. WORONIN. Über 2 neue Formen von Schleimpilzen *Ceratium hydnoides* A. et S. und *Ceratium periodes* A. et S. Mem. Acad. imp. St. Petersburg. VII. Serie, Bd. XX, Nr. 8. 1873.
2. R. A. HARPER. Cell and nuclear division in Fuligo varians. Botanical Gazette. Bd. XXX. 1900.
3. E. JAHN. Myxomycetenstudien. 3. Kernteilung und Geißelbildung bei den Schwärmern von *Stemonitis flaccida*. Diese Berichte. Bd. XXII. 1904.
4. — Myxomycetenstudien. 4. Die Keimung der Sporen. Diese Berichte. Bd. XXIII. 1905.
5. — Myxomycetenstudien. 6. Kernverschmelzungen und Reduktionsteilungen. Diese Berichte. Bd. XXV. 1907.
6. CASPAR O. MILLER. The aseptic cultivation of mycetozoa. The quarterly journal of microsc. science. vol. 41 part 1, new series. 1898.
7. E. W. OLIVE. Cytological studies on *Ceratiomyxa*. (Transactions Wisconsin Acad. of sciences. Vol XV, p. II. 1907.)

40. P. Ascherson: Die Auffindung einer zu Populus Euphratica gehörigen Elementarart in Europa.

(Eingegangen am 29. Mai 1908.)

Vor mehr als einem Menschenalter habe ich in zwei Mitteilungen[1]) auf das mehrfache Interesse hingewiesen, welches sich an die in der Überschrift genannte Baumart knüpft. Ich begrüße es daher mit besonderer Genugtuung, daß ich noch erlebt habe, daß eine Form dieser Art, die in der Tertiärflora unseres Erdteils eine so hervorragende Rolle spielte, auf europäischem Boden lebend aufgefunden worden ist.

Populus Euphratica ist bekanntlich dadurch ausgezeichnet, daß die bei anderen Pappelarten nur angedeutete Vielgestaltigkeit ihrer Laubblätter so bedeutend ist, daß die schmalen Blattformen auf den ersten Blick nicht den Eindruck von Pappel-, sondern von Weidenblättern machen. Sie hat deshalb an der Nordwestgrenze ihrer Verbreitung im russischen Asien den Namen *P. diversifolia*[2]) (SCHRENK, in FISCHER und MEYER Enumeratio II. 1842, p. 15) und die Tertiärpflanze den Namen *P. mutabilis*, (HEER Flora tertiaria Helvetiae II, p. 19—24) erhalten. Von kurzgestielten, linealen, fast oder völlig ganzrandigen bis zu langgestielten kreisrunden oder selbst quer breiteren, buchtig gezähnten Blattformen, welche letztere an die der Espe (*P. tremula*) erinnern, finden sich alle Übergänge. WESMAEL hat in DE CANDOLLE Prodromus XVI, II,

---

[1]) Sitzungsberichte der Gesellschaft naturforschender Freunde zu Berlin. 19. November 1872, S. 92-93. — Sitzungsberichte des Botanischen Vereins der Provinz Brandenburg, XVIII, Sitzung vom 30. Juni 1876. S. 94—99. — Nachtrag von HEER, a. a. O. XX., Sitzung vom 22. Februar 1878, S. 36—38. Bei dieser Gelegenheit möchte Verfasser auf eine wertvolle Arbeit seines verstorbenen Freundes MORITZ STAUB aufmerksam machen, welche leider, weil ungarisch geschrieben, nur einem beschränkten Leserkreise zugänglich ist. Mag Növ. Lap. I (1877), p. 185—188 mit Nachtrag von HEER, a. a. O. II (1878) S. 18.

[2]) Ich darf wohl verraten, daß der ungenannte Korrespondent, der in PETERMANNs Mitteilungen III (1857), S. 149, über diesen merkwürdigen Baum berichtete, kein anderer als der später so gefeierte Afrikareisende GEORG SCHWEINFURTH ist, dessen erste gedruckte Mitteilung hier vorliegt.

p. 327, nach der Blattform vier Varietäten, α) *orbicularis*, β) *ovata*, γ) *lanceolata*, δ) *hippophaëfolia*, unterschieden; da die verschiedenen Blattformen sich nicht nur auf einem Exemplare, sondern auch an einem Zweige vorfinden, so läßt sich diese Unterscheidung nicht aufrecht erhalten. Im Allgemeinen gehören die runden Blattformen (der Baum erreicht meist nicht die Höhe unserer Silber- und Schwarzpappel, sondern übersteigt wenigstens in Palästina wohl selten 9 m bei einem Stammdurchmesser von 35 cm am Boden [AARONSOHN]), die schmalen strauchartigen Exemplaren und Stockausschlägen an, so daß selbst erfahrene Beobachter, wie der verstorbene HAUSSKNECHT, in den Beständen dieser Art anfangs einen Pappelwald mit Unterholz von Weiden zu sehen glaubten.

1872 habe ich besonders auf die damals noch wenig bekannte Tatsache hingewiesen, daß dieser Baum an mehreren Stellen des Alten Testaments erwähnt wird. Die bekannteste derselben ist der Anfang des 137. Psalms, welcher in LUTHERs Übersetzung folgendermaßen lautet: 1. An den Wassern zu Babel saßen wir und weinten, wenn wir an Zion gedachten. 2. Unsere Harfen hingen wir an die Weiden, die darinnen sind. In der Tat wurde das hebräische Wort עֲרָבִים (in der Bibel kommt nur diese Pluralform vor, der Singular lautete wohl nicht עָרָב oder עֶרֶב, sondern wie LÖW in seinen Aramäischen Pflanzennamen, S. 300, vermutet עֲרָבָה) bisher stets mit Weiden übersetzt. Allerdings hat schon der englische Reisende AINSWORTH vor mehr als einem Jahrhundert die Ansicht ausgesprochen, daß unter den *'Arawîm* vielmehr Euphratpappeln zu verstehen seien, hat damit aber so wenig Anklang gefunden wie sein Landsmann HAWKINS, der schon gegen Ende des 18. Jahrhunderts behauptete, daß die Roßkastanie in Nordgriechenland einheimisch sei; eine Angabe, die fast ein Jahrhundert später ihre Bestätigung fand. Im Jahre 1860 traf der ausgezeichnete Orientalist, mein erst kürzlich verstorbener Freund Dr. J. G. WETZSTEIN, damals Preußischer Konsul in Damaskus, an den Ufern des Jordan bei Jericho einen arabisch غرب *Gharab* genannten Baum an, den er begreiflicherweise mit den biblischen *'Arawîm* identifizierte, von dem er sich aber überzeugte, daß er nicht zum Weidengeschlecht gehöre. 1870 brachte von dieser Fundstelle der jetzige so hochgeschätzte Kartograph Dr. RICHARD KIEPERT eine Probe mit, in welcher ich *Populus Euphratica* erkannte. Ungefähr um dieselbe Zeit erhielt auch der bekannte Dendrologe KARL KOCH von Professor

PETERMANN vermutlich aus derselben Gegend ein als *Gharab* bezeichnetes Exemplar der Euphratpappel. Und noch ein dritter Beleg für die Bedeutung des arabischen Wortes wurde wenig später durch den um die Kenntnis des Orients so hoch verdienten Generalkonsul Dr. O. BLAU geliefert, der in den von ihm herausgegebenen Bosnisch-türkischen Sprachdenkmälern S. 159 das südslavische Wort *Topola* (Pappel) durch das arabische *Gharab* wiedergegeben fand.

Die Identifikation der *'Arawîm* mit der Euphratpappel, welche von WETZSTEIN in DELITZSCHs Jesaja-Kommentar seinen philologischen Fachgenossen mitgeteilt wurde, hat seitdem keinen Widerspruch erfahren. Wenn mein verehrter Kollege, Professor EMIL KAUTZSCH-Halle, in der obenerwähnten Psalmenstelle das Wort Weiden noch in der 1896 erschienenen zweiten Auflage seines Bibelwerkes beibehalten hat, so wollte er damit, wie er mir brieflich mitteilt, keineswegs Zweifel an dieser Identifikation ausdrücken, sondern es leitete ihn ein gewissermaßen ästhetischer Gesichtspunkt; er wollte bei dem Leser nicht den Gedanken an unsere Pappeln hervorrufen, hochstämmige, zum Aufhängen von Harfen durchaus nicht geeignete Bäume. Von den übrigen Bibelstellen sprechen Hiob 40, 22 und Jesaja 44, 4 mindestens nicht gegen diese Identifikation, Jesaja 15, 7 eher dafür[1]. Bedenken könnte nur 3. Mose 23, 40 einflößen, in der עַרְבֵי־נַחַל *'Arwê nachal* („Bachweiden" nach der LUTHERschen und KAUTZSCHschen Übersetzung) zur Feier des Laubhüttenfestes vorgeschrieben werden. Hier muß es auffällig erscheinen, daß eine Pflanze zur Feier dieses von ganz

---

[1] Worauf POST die a. a. O., wenn auch mit Zweifel ausgesprochene Vermutung gründet, daß auch mit der in 2. Sam. 5, 23 und 24 erwähnten „Maulbeere" der älteren Übersetzer ebenfalls *Populus Euphratica* gemeint sei, weiß ich nicht. Das hebräische Wort lautet: בְּכָאִים *B'châîm.* Es wird zweifellos mit Recht mit der arab. بكا *Bakâ* identifiziert, wodurch wir freilich kaum weiter kommen, da dieses Holzgewächs botanisch noch nicht festgestellt ist. Wir wissen nur, daß es dem Balsamstrauch (*Commiphora*) ähnlich sein und in der Nähe des Meeres wachsen soll. KAUTZSCH übersetzt „Bakasträucher".

Prof. SCHWEINFURTH macht mich darauf aufmerksam, dass der Name بكا *„Baecka"* mit der Variante ابكاه *Ebkah* in Forskåls Flora aeg. ar. p. 198 für eine botanisch nicht festgestellte Pflanze Süd-Arabiens vorkommt, von der folgendes ausgesagt wird: Arbor, foliis obovatis, glabris, integris, lactescens, venenata. Daß diese Pflanze, bei der man an eine *Euphorbia* denken möchte, mit der *Baka* Palästinas etwas gemein hat, ist wohl sehr zweifelhaft.

Israel begangenen Festes dienen soll, die wohl im ganzen zisjordanischen Palästina kaum zu haben ist. Zwar gibt POST (Flora of Syria, Palestine and Sinai, p. 744) diesen Baum in „Jordan Valley and elsewhere throughout“ an, aber eine so allgemeine Verbreitung durch Syrien und Palästina ist mir aus anderen Quellen nicht bekannt. Dagegen bin ich durch gütige briefliche Mitteilungen des Herrn A. AARONSOHN, der vor wenigen Monaten eine Reise ums Tote Meer ausgeführt hat, in der Lage, über die Verbreitung der *Populus Euphratica* in der Umgebung dieses Salzsees und im Jordantale Genaueres anzugeben. Am südlichen Umfang des Toten Meeres beobachtete AARONSOHN die Euphratpappel, von W nach O fortschreitend, an folgenden Punkten: 1. Im Wadi-el-Amâs an der Straße zwischen Dschebel Usdum und Ghôr-ess-Ssâfi am Rande des Rinnsals das untrinkbares salziges Wasser von etwas erhöhter Temperatur führt.

2. Im Wadi-el-Achsa mit *Salix safsaf* und wenigen dürftigen Oleanderbüschen. Dieser Fundort ist von besonderem Interesse, weil dies Wadi aus guten Gründen für den Jes. 15, 7 erwähnten בַחַל־עֲרָבִים *Nachal-'Arawîm*, die alte Grenzscheide zwischen Moabitern und Edomitern, gehalten wird. Hier finden sich zwar Pappeln und Weiden zusammen; die Fortexistenz des Namens *Gharab* für die ersteren macht aber die Geltung dieses Namens für dieselben auch im hebräischen Altertum wahrscheinlicher.

3. Im Wadi-et-Tlâh und

4. im Ssêl-el-Ghuwêr, dem Unterlauf des an Fekau vorbeiziehenden Wadis, beides Seitentäler des großen Wadi-el-'Arabah, jenes den Golf von 'Akabah mit der Depression des Toten Meeres verbindenden Tales.

Am Jordan ist *Populus Euphratica* wie bekannt bei der Brücke von Jericho sehr zahlreich, findet sich auch an den diesen Strom zufließenden Wadi-Nu'êmeh, Wadi-Messa'adet-Issa usw. In letzterem beobachtete AARONSOHN ein sonst normales, fruchttragendes Exemplar, an dem sämtliche Blätter, runde wie schmale, kaum ein Drittel der normalen Größe besaßen. Der nördlichste Punkt, an dem AARONSOHN die Euphratpappel am Jordan beobachtet hat, befindet sich im Norden von Bêssân, wo sie in Gesellschaft von *Tamarix Jordani* wächst¹).

---

1) AARONSOHN benutzt diese Gelegenheit, um die Nordgrenze zweier im unteren Jordantale vorkommender tropischer Holzgewächse festzustellen: *Calotropis procera*, der bekannte *'Oschar*, ist bei Jericho am östlichen Jordan-

LÖW hat daher vielleicht nicht Unrecht, wenn er a. a. O. auch für das biblische Hebräisch für *ʿArawîm* die Bedeutung „Weide“ neben *Populus Euphratica* postuliert. Es würde dies ein Gegenstück zu der Bedeutung des arabischen Wortes صفصاف *Ssafssâf* darstellen, welches in erster Linie *Salix* (für die oben erwähnte in Ägypten und in der Depression des Toten Meeres und Jordantales vorkommende Art von FORSKÅL Fl. aeg. arab., p. LXXVI, als *S. Safsaf* [eigentlich *S. Safsaf belledi*, d. h. einheimische Weide] in die botanische Nomenklatur eingeführt, daneben aber in Nordafrika und nach BOISSIER (Fl. Orient. V, p. 1194) wohl auch im Orient die Euphratpappel bezeichnet. In der späteren aramäischen Literatur bezeichnen die den *ʼArawîm* entsprechenden Sprachformen vielleicht schon unter dem Einfluß des tausendjährigen Irrtums nur *Salix*.

Wie leicht die schmalblättrige Euphratpappel mit einer Weide verwechselt werden kann, habe ich „am eigenen Leibe“ erfahren, als sie mir unerwartet am 10. April 1876 in der Kleinen Oase in der Libyschen Wüste auf einer Sanddüne am Rande der quellenreichen Kulturinsel ʿAuênah in großer Zahl begegnete. Auch ich glaubte Weidengebüsch vor mir zu haben und deutete diese Vermutung meinen Begleitern durch das Wort *Ssafssâf* an; erst das Kopfschütteln derselben, welche dafür den Namen *Merssîsch* angaben, machte mich auf meinen Irrtum aufmerksam und bald waren an größeren bis 4 m hohen Exemplaren die rundlichen und die Übergangsblattformen aufgefunden.

In meiner Mitteilung von 1876 ist vorzugsweise das pflanzengeographische und das paläontologische Interesse dieses Fundes betont. Ich machte darauf aufmerksam, daß sich das für Nordostafrika neue Vorkommen zwischen den großen asiatischen Wohn-

---

ufer sehr verbreitet, am westlichen nur spärlich. Am letzteren fand er die nördlichsten Exemplare in der Oase Mass'udâ (el-Kurawa), fast am Südufer des Wadi-el-Farʿah, das die Pflanze nicht überschreitet. Am Ostufer dringt sie nicht viel weiter vor, ist aber häufig am Wadi-Serkâ (Jabbok).

Balanites Aegyptiaca, hier arabisch زقّوم Sakkûm genannt, reicht auf dem Westufer bis zu einem zwischen Bardaleh und dem Wadi-el-Farʿah zehn Minuten südlich von Ain Maleh belegenen Punkte; in der Nähe heißt eine Jordanfurt Muchadet-es-Sakkûmeh. Am Ostufer fand AARONSOHN ein dürftiges Exemplar nicht weit oberhalb der neuen Brücke, die von Bêsân nach Tabaket Fâhil (Pella) führt.

bezirk der Art, der sich von Syrien und Kleinasien bis zur Mongolei und vom Altaischen Sibirien bis Beludschistan ausdehnt, innerhalb dessen der Baum von 300 m unter dem Meeresspiegel (am Jordan) bis über 3000 m über dem Meere ansteigt und den sehr viel kleineren nordwestafrikanischen einschiebt. Der letztere umfaßt, wie man jetzt weiß, einen Teil der marokkanischen und algerischen Sahara (östlich von der Provinz Algier bisher noch nicht gefunden), sowie einen kleinen Bezirk im Nordwesten der Provinz Oran.

Seitdem ist das Gebiet der Art nach zwei Richtungen erweitert worden. Zuerst wurde dieselbe aus dem tropischen Britisch-Ostafrika bekannt, wo F. THOMAS dieselbe in Tana-Uferwäldern bei Korokoro fast unter dem Äquator sammelte. Mein hochverehrter Kollege ENGLER hat dieselbe im Notizblatt des Botanischen Gartens und Museums, II, S. 218 (1898), als *Populus Euphratica* Subspec. *Denhardtiorum* beschrieben. Einen zweiten Fundort desselben Gebiets teilt ENGLER in seinen Jahrbüchern XXXVI (1905), S. 252 mit: Am Tsawo (ca. 3° S. Br.) HILDEBRANDT, Nr. 2668, von dem verstorbenen VATKE als *Celtis* bestimmt und unter diesem Namen von ENGLER in der Pflanzenwelt Ostafrikas, S. 160, aufgeführt, ein neuer Beleg für die Vielgestaltigkeit dieser Art.

Noch überraschender ist die Entdeckung dieser Art auf europäischem Boden, welche zu dieser Mitteilung Veranlassung gegeben hat. Sie geschah im Herbst 1907 durch den um die Flora Algeriens so hochverdienten Professor L. TRABUT-Algier, welcher dieselbe bei der durch ihren Palmenwald so berühmten Stadt Elche im südöstlichen Spanien auffand. Die spanische Pflanze ist durch den gleichfalls rühmlich bekannten Dendrologen und speziell Pappelkenner L. A. DODE-Paris in Bulletin de la Société Dendrologique de France Année 1908, p. 163—166, unter dem Namen *P. Illicitana* beschrieben und auf einer Tafel sowie einer Textfigur abgebildet. Das Indigenat erschien dem Finder nicht ganz einwandsfrei, indessen macht DODE diesen Zweifeln gegenüber mit Recht auf die klimatische Analogie des spanischen Fundortes mit den nordafrikanischen und auf die Schwierigkeit der Kultur der betreffenden Pappel aufmerksam. Er hätte noch hinzufügen können, daß die Euphratpappel keineswegs der einzige nordafrikanische Typus ist, der sich an der Südostecke Spaniens, sowie überhaupt im Süden der iberischen Halbinsel vorfindet, welche Fundorte vielfach das einzige Vorkommen in Europa darstellen. Ich erinnere nur an die Gattungen *Erythrostictus*, *Triplachne*, *Apteranthes*, von denen die beiden letzteren als große

Seltenheiten nur noch in Sizilien bzw. auf den kleinen Inseln zwischen Sizilien und der afrikanischen Küste vorkommen; ferner an *Oryza australis* (*Leersia hexandra*) und *Cyperus Mundtii* und last not least die Auffindung der nordafrikanischen Konifere *Callitris articulata* im Königreich Murcia. Ich betrachte es daher als fast völlig ausgeschlossen, daß *Populus Illicitana* eine verwilderte oder verschleppte *Populus Euphratica* darstellt. Wenn wir vielmehr die große Verbreitung in Erwägung ziehen, welche die Euphratpappel in der Miozänzeit in Europa und Nordamerika besaß, eine Verbreitung, die bis in die arktische Region, bis in das jetzt vereiste Nordgrönland reichte, so werden wir in diesem neuesten Funde einen weiteren Beleg für die Richtigkeit des Satzes sehen, den ich vor 32 Jahren (a. a. O. S. 96) folgendermaßen formulierte: „Immerhin liegt es nahe, das jetzige getrennte Vorkommen des Baumes auf die Einschränkung eines früheren ausgedehnten Bezirkes zurückzuführen und ist dieser Fall für diejenigen Pflanzengeographen lehrreich, welche bei getrennten Verbreitungsbezirken einer Art die Annahme selbständiger Entstehung derselben in jeden einzelnen für wahrscheinlicher halten.“

Daß eine Art, welche ein Schulbeispiel von „disjunktem Areal“ liefert und die auch in den Teilbezirken vielfach eine sehr sporadische und unterbrochene Verbreitung zeigt, nicht überall in völlig identischer Form erscheint, sondern daß sich durch, wenn auch nicht bedeutende aber anscheinend konstante Unterschiede getrennte geographische Rassen bzw. Unterarten herausgebildet haben, kann nicht überraschen. Daß diese Tatsache auch von anderer Seite bemerkt worden ist, beweist die Aufstellung der Subspezies *Denhardtiorum* ENGLER für die Form des am weitesten von den übrigen entfernten Teil-Areals. In DODEs 1905 in den in Mémoires de la Société d'Hist. nat. d'Autun veröffentlichten Extraits d'une monographie inédite du genre „Populus“ kommt sie dadurch zum Ausdruck, daß *Populus Euphratica* nicht eine Art, sondern eine „groupe“ (wir würden sagen Gesamtart) darstellt, welche in sechs „espèces“ zerfällt, deren DODE für die ganze Gattung 110 aufzählt. Die DODEsche espèce entspricht mithin nicht der Art der bisherigen Systematik, sondern der „Elementarart“ der DE VRIESschen Schule. Über die Berechtigung bzw. Zweckmäßigkeit dieser Anschauungsweise zu diskutieren, ist hier nicht der Ort; die Mehrzahl der Monographen und Floristen wird sich sobald wohl nicht derselben anschließen.

Von den 6 Arten der Gruppe *Populus Euphratica* kommen 2, *P. Mauritanica* und *P. Bonnetiana* in Nordwestafrika, 3 dagegen, *P. diversifolia, P. Ariana* und *P. Litwinowiana*, in Asien vor; eine, *P. Euphratica*, s. str., zu welcher DODE (brieflich) die Form der Kleinen Oase rechnet, ist Afrika und Asien gemeinsam. Zu ihnen tritt als 7. die neubeschriebene *P. Illicitana* hinzu. Es ist immerhin bemerkenswert, daß sie nach DODE, a. a. O., S. 165, den beiden afrikanischen Arten nicht besonders nahe steht, sondern mehr Übereinstimmung mit 2 asiatischen Arten, der *P. Ariana* Persiens und der *P. Litwinowiana* Turkestans zeigt. Als 8. würde noch die oben erwähnte Subspec. *Denhardtiorum* hinzukommen.

Es wird gebeten, alle wissenschaftlichen Zusendungen für die Sitzungen im Jahre 1908 **mit genauer Angabe der Adresse des Absenders** an Herrn Geh. Oberregierungsrat Prof. Dr. A. Engler in **Dahlem-Steglitz**, k. bot. Garten, zu richten.

Die wissenschaftlichen Sitzungen finden mit Ausnahme der Monate August und September am letzten Freitag jeden Monats abends 7 Uhr statt.

☞ Sämtliche Mitteilungen für die Berichte müssen spätestens acht Tage **vor der Sitzung**, für welche sie bestimmt sind, dem Vorsitzenden vollständig **druckreif** im **Manuskript** — **die Tafeln genau im Format** (12/18 *cm*) — eingereicht werden. **Die Mitteilungen sollen der Regel nach den Umfang von 8 Druckseiten nicht überschreiten.** (Reglement § 19.) Die Aufnahme von Mitteilungen, welche in unrichtigem Deutsch abgefasst sind, muss wegen der daraus entstehenden Unzuträglichkeiten beanstandet werden. Die Beanstandung betrifft auch Arbeiten, welche Diagnosen in fehlerhaftem Latein enthalten. Es wird gebeten, im Manuskript nur eine Seite zu beschreiben und am Kopfe desselben die Anzahl der gewünschten Sonderabdrücke anzugeben.

Die Verantwortlichkeit für ihre Mitteilungen tragen die Verfasser selbst.

Alle auf die Veröffentlichung der Berichte bezüglichen Schriftstücke, Korrekturen usw. sind zu senden an Herrn Dr. W. Wächter, Steglitz bei Berlin, Florastr. 2 B. Ein unmittelbarer Verkehr zwischen den Autoren und der Druckerei findet nicht statt.

Vorstand und Kommissionen der Gesellschaft für das Jahr 1908.

Für die Generalversammlung: Schwendener, Präsident; Drude, Stellvertreter.

Für die wissenschaftlichen Sitzungen in Berlin: Engler, Vorsitzender; Kny, erster Stellvertreter, O. Reinhardt, zweiter Stellvertreter; H. Fischer, erster Schriftführer, Köhne, zweiter Schriftführer, Lindau, dritter Schriftführer.

Schatzmeister: O. Appel.

Redaktions-Kommission: A. Engler, H. Fischer, Köhne, Lindau, Ascherson, Gilg, Kolkwitz.

Geschäftsführender Sekretär: W. Wächter.

Alle Geldsendungen, sowie die auf das Bezahlen der Jahresbeiträge bezüglichen Schriftstücke, werden franko „An die Kur- und Neumärkische Darlehnskasse für die Deutsche Botanische Gesellschaft, Berlin W. 8, Wilhelmplatz 6“, erbeten. Der Beitrag beträgt **für ordentliche Berliner Mitglieder Mk. 20**, für **auswärtige ordentliche Mk. 15**, für **alle ausserordentlichen Mitglieder Mk. 10.** Alle event. Reklamationen, die Versendung der Berichte und Sonderabdrücke betr., sind **innerhalb sechs Monate nach Abschluss des betreffenden Bandes** unmittelbar an die Verlagshandlung, Gebr. Borntraeger, Berlin SW 11, Grossbeeren-Str. 9, zu richten. Adressenänderungen sowie alle das Mitgliederverzeichnis betreffenden Berichtigungen oder sonstige geschäftliche Mitteilungen bittet man an Herrn Dr. W. Wächter, Steglitz bei Berlin, Florastr. 2 B, zu senden.

◆

Sonderabdrücke aus unseren Berichten

unterliegen folgenden Bestimmungen:

1. Jeder Autor erhält **50 Sonderabdrücke mit Umschlag broschiert kostenfrei** geliefert.
2. Für Mehrabzüge wird, sofern die Bestellung der Überzahl vor der letzten Korrektur erfolgt, die Berechnung nach folgendem Tarif durchgeführt:

1.	für jeden verwandten Bogen Papier zum Text	2 Pfennige
2.	für jede schwarze Tafel einfachen Formates .	5 „
3.	bei mehrfarbigen Tafeln für jede Farbe pro Tafel mehr	3 „
4.	bei Doppeltafeln pro Tafel mehr	2 „
5.	Buchbinderlohn für jeden Abdruck	1.35 „
6.	für jeden Umschlag	1.5 „
7.	für einen besonderen Titel auf dem Umschlage, falls ein solcher gewünscht wird	3,50 Mark.

Pfennige, welche durch 5 nicht teilbar sind, werden nach oben auf 5 abgerundet

Verlag von Gebrüder Borntraeger in Berlin
SW 11 Grossbeeren Strasse 9

Neue Erscheinungen:

Flora von Steiermark.

Eine systematische Bearbeitung der im Herzogtum Steiermark wildwachsenden oder im Grossen gebauten Farn- und Blütenpflanzen nebst einer pflanzengeographischen Schilderung des Landes von **Dr. August von Hayek**, Privatdozenten an der Universität Wien. Erster Band erstes Heft. 3 M. — Erscheint in etwa 18 Lieferungen zu je 5 Druckbogen. Der Subskriptionspreis des Druckbogens beträgt 60 Pf.

Index Desmidiacearum citationibus locupletissimus atque bibliographia

auctore **C. F. O. Nordstedt.** Supplementum. Geheftet 10 M.

Thesaurus litteraturae mycologicae et lichenologicae

ratione habita praecipue omnium quae adhuc scripta sunt de mycologia applicata quem congesserunt **G. Lindau** et **P. Sydow.** — Volumen primum complectens enumerationem alphabeticam autorum A—L. Geheftet ca. 70 M.

Kryptogamenflora der Mark Brandenburg.

Dritter Band: **Algen** von **E. Lemmermann.** Heft 1—3. Mit zahlreichen Textabbildungen. Subskriptionspreis 15 M. 50 Pf.

Ausführliche Prospekte gratis und franko.

Beigeklebt ein Prospekt der Verlagsbuchhandlung von Wilhelm Engelmann in Leipzig betr. „Richard Semon. Die Mneme.“

Druck von A. W. Hayn's Erben, Berlin SW 68.

Verlag von Wilhelm Engelmann in Leipzig

Soeben ist erschienen:

RICHARD SEMON

Die Mneme
als erhaltendes Prinzip im Wechsel des organischen Geschehens

Zweite, verbesserte Auflage 25 Bogen 8⁰. Geheftet M. 9.–
In Leinen gebunden M. 10.–

Aus dem Vorwort zur ersten Auflage.

Der Gedanke, alle diejenigen Erscheinungen in der Welt des Organischen, bei denen es sich um Reproduktionen irgendwelcher Art handelt, unter einem einheitlichen Gesichtspunkt zusammenzufassen, ist kein neuer. Es liegt so nahe, die Fähigkeit der Organismen, auf dem Wege der Keimbildung ihr körperliches Bild und ihre dynamischen Eigentümlichkeiten wieder aufleben zu lassen, mit dem Reproduktionsvermögen zu vergleichen, das wir bei Menschen und höheren Tieren als Gedächtnis bezeichnen, daß es ein Wunder wäre, wenn diese Übereinstimmung nicht Philosophen und Naturforschern wiederholt aufgefallen wäre. Sollte mir oder einem andern der Beweis gelingen, daß mehr in diesem Gedanken steckt als ein spielender Vergleich, so werden höchstwahrscheinlich Kenner der menschlichen Geistesentwicklung nachweisen, daß vom Altertum bis in unsere Tage

dieser oder jener Denker gelegentlich eine verwandte Vorstellung zum Ausdruck gebracht hat[1]. Aussprüchen, daß „die Erblichkeit eine Art spezifisches Gedächtnis der Gattung sei“[2], begegnen wir durchaus nicht selten in der Literatur des vorigen Jahrhunderts.

Die erste nähere Begründung dieses Gedankens stammt meines Wissens aus dem Jahre 1870 und hat zu ihrem Verfasser keinen Geringeren als den berühmten Physiologen Ewald Hering. In einem am 30. Mai vor der Wiener Akademie gehaltenen Vortrag „Über das Gedächtnis als eine allgemeine Funktion der organischen Materie“ (Wien 1870) hat Hering auf dem Raum von 20 Druckseiten mit bewunderungswürdiger Schärfe und Klarheit alles das zusammengefaßt, was uns bei einer allgemein gehaltenen Betrachtungsweise an augenfälligen Übereinstimmungen zwischen dem Reproduktionsvermögen der Vererbung, dem der Gewohnheit und Übung und dem des bewußten Gedächtnisses entgegentritt, und hat diese Zusammenstellung in künstlerischer Weise zur Schaffung eines einheitlichen Bildes verwertet. Was aber Hering in diesem meisterhaften Aufsatz nicht unternommen hat, und was offenbar außerhalb seiner Absicht lag, weil er es für genügend hielt, im allgemeinen den Weg zu zeigen, war eine analytische Durchführung des Beweises, daß es sich hier um eine Identität der verschiedenen Reproduktionsvermögen, nicht um eine bloße Analogie handelt, und eine Verfolgung dieses Ergebnisses in alle seine Konsequenzen.

Herings Versuch scheint seinerzeit von einem großen Teil der Naturforscher freudig begrüßt worden zu sein. Vor allem schloß sich ihm Ernst Haeckel in seinem Vortrag über die Perigenesis der Plastidule (Jena 1875) fast unbedingt an.

Eine ausführlichere Behandlung erfuhr unser Problem in dem 1878 erschienenen Buche von Samuel Butler „Life and Habit“. In vielen Beziehungen ging Butler den Übereinstimmungen der verschiedenartigen organischen Reproduktionen mehr in ihre Einzelheiten nach, als es Hering getan hatte, dessen Schrift Butler erst nach Erscheinen seiner ersten Publikation kennen gelernt hat (vgl. Butler, Unconscious Memory, 1880). Neben sehr vielem Unhaltbaren enthalten die Butlerschen Schriften manche geistreiche Gedanken, bedeuten aber im ganzen gegen Hering viel mehr einen Rückschritt als einen

---

[1] Vgl. z. B. den 39. Abschnitt in Erasmus Darwin, Zoonomia or the laws of organic life, London 1794—1798.

[2] Th. Ribot, Die Erblichkeit. Übersetzt von O. Hotzen. Leipzig 1876.

Fortschritt. Einen merklichen Einfluß auf die zeitgenössische Literatur haben sie augenscheinlich nicht ausgeübt.

Überhaupt schwindet von Beginn der achtziger Jahre, also gerade von der Zeit an, in der man den Vererbungsfragen besondere Aufmerksamkeit zuzuwenden begann, mehr und mehr der Einfluß der Heringschen Gedanken. Je tiefer man in die Feinheiten der Karyokinese und der morphologischen Vorgänge bei der Reifung und Befruchtung der Keimprodukte eindrang, um so mehr strebte man danach, auch die Anschauungen über Vererbung auf eine morphologische Basis zu stellen, ein an sich berechtigtes, vorläufig aber meiner Ansicht nach noch durchaus verfrühtes Bestreben. So kam es, daß, überwuchert von einem Dickicht zahlreicher morphologischer Vererbungshypothesen, der von Hering gewiesene Weg mehr und mehr in Vergessenheit geriet. In der Fachliteratur der letzten 20 Jahre über Vererbung, Entwicklungsphysiologie und Regulationsprobleme wird in der Mehrzahl der Originalaufsätze und Zusammenfassungen der Heringschen Anschauung keinerlei Erwähnung getan, nur von wenigen wird sie zitiert und dann gewöhnlich mit der Erklärung abgetan, es handle sich um nichts weiter als entfernte Analogien[1].

Freilich finden wir, daß die Heringsche Anregung auf die Anschauungen gerade der hervorragendsten naturwissenschaftlichen Denker unserer Zeit, wie Forel[2], Haeckel[3], Mach[4] und andere, einen unverkennbaren Einfluß ausgeübt hat. Aber diese Männer geben im Gegensatz zu der jetzt herrschenden Zeitströmung wohl zu erkennen, daß sie die Grundanschauung für richtig halten, sie haben es aber nicht als ihre Aufgabe betrachtet, die eigentliche Durcharbeitung des Problems vorzunehmen und so einen genialen Gedanken zu einer naturwissenschaftlichen Theorie umzugestalten.

Was der bisherigen Behandlung des Gegenstandes fehlt, ist der Nachweis, daß die verschiedenen Erscheinungen der mnemischen Reproduktion etwas Gemeinsames haben, das über die bloße Tatsache der Wiederholung hinausgeht. Sich wiederholenden Erscheinungen begegnen wir auch in größter Mannigfaltigkeit in der anorganischen Natur, ohne sie deshalb in die Reihe der mnemischen Phänomene aufzunehmen. Sie treten überall da auf, wo die gleichen Bedingungen in annähernder Vollständigkeit wiederkehren. Wenn wir die mnemischen Erscheinungen auf eine besondere Eigentümlichkeit der organischen Substanz zurückführen wollen, haben wir vor allen Dingen zu zeigen, daß diese Wiederholungen oder Reproduktionen auch ohne vollständige Wiederkehr der gleichen Bedingungen eintreten. Diesen Nachweis aber können wir nur führen mittels einer gründlichen, auf alle Hauptzusammenhänge eingehenden Analyse der ganzen Erscheinung.

---

[1] Näheres darüber vgl. Kap. 15 des vorliegenden Buches, S. 374.

[2] A. Forel, Das Gedächtnis und seine Abnormitäten. Zürich 1885, S. 12—14.

[3] Ernst Haeckel, Die Perigenesis der Plastidule. Jena 1875. Die Lebenswunder. Stuttgart 1904, S. 481.

[4] E. Mach, Analyse der Empfindungen. 3. Aufl. Jena 1902, S. 58.

Die Vornahme dieser Analyse bei mnemischen Reproduktionserscheinungen auf rein physiologischer Grundlage und den damit verbundenen Ausbau eines bisher immer nur flüchtig gestreiften Kapitels der Reizphysiologie betrachte ich als die eigentliche Aufgabe des vorliegenden Buches. An sie schließt sich eine Prüfung des erklärenden Wertes dieser analytisch gewonnenen Resultate durch ihre Anwendung auf die Haupterscheinungen der Ontogenese und der Regulation. Daß ich bei dieser Arbeit jeder Auseinandersetzung mit Ansichten, die von ganz andern Gesichtspunkten aus dieselben Erscheinungen zu deuten suchten, unterlassen habe, ist bei der Fülle der zu behandelnden Einzelprobleme selbstverständlich. Einmal wäre sonst der Umfang dieses Buches um ein Vielfaches angeschwollen. Ferner, wenn es mir gelungen sein sollte, die Erscheinungen auf meine Weise einfacher und vollständiger zu beschreiben, als dies auf anderem Wege bisher möglich war, würde dieser tatsächliche Erfolg sicherer als jede kritische Auseinandersetzung den Widerstreit erledigen.

Vorwort zur zweiten Auflage.

In der zweiten Auflage des vorliegenden Buches, die drei Jahre nach dem Erscheinen der ersten erfolgt, ist eine Veränderung seiner wesentlichen Züge nicht vorgenommen worden. Die mir bisher gemachten Einwände habe ich, soweit sie mir von Bedeutung erschienen, in besonderen Abhandlungen zu widerlegen versucht [1], so daß sie als bereits erledigt uns hier nicht ausführlich zu beschäftigen brauchen. Dagegen haben die neuen experimentellen Belege P. Kammerers für die Vererbung erworbener Engramme einen größeren Zusatz veranlaßt, die Angriffe N. Willes auf die wertvollen Schübelerschen Kulturversuche konnten als auf ungenügender Kenntnis der eigentlichen Leistungen Schübelers beruhend zurückgewiesen werden, einige wichtige Experimente und Beobachtungen M. v. Chauvins sind ausführlicher berücksichtigt worden, eine Ableitung der sukzessiven Assoziation aus der simultanen wurde in ihren Grundzügen angedeutet, wobei die genauere Ausführung der nächsten Fortsetzung dieses Buchs vorbehalten blieb, endlich wurde meine schon in der ersten Auflage entwickelte Deutung des Mendelschen Spaltungsphänomens durch eingehendere Kritik der entgegenstehenden Auffassung fester gestützt. Dazu kommen zahlreiche Verbesserungen, Zusätze und Weglassungen im einzelnen.

---

[1] Beweise für die Vererbung erworbener Eigenschaften. Archiv für Rassenbiologie. 4. Jahrg. 1. Heft 1907. Kritik und Antikritik der Mneme. Ebenda, 4. Jahrg. 2. Heft 1907. Hat der Wechsel der Tageszeiten bei Pflanzen erbliche Eindrücke hinterlassen? Biologisches Centralblatt, Bd. 28, 1908.

Wertvolle Ratschläge und fruchtbare Kritik, die mich auf Verbesserungsbedürftiges aufmerksam gemacht hat, verdanke ich der besonderen Anteilnahme und dem umfassenden biologischen Wissen A. Forels. Seinem Eintreten schreibe ich es auch vor allem zu, daß das vorliegende Buch in den für allgemein biologische Fragen interessierten Kreisen einige Beachtung gefunden hat. Freilich ist nicht zu verkennen, daß die Mehrzahl der Fachleute auf dem Gebiet der Zoologie und Botanik, Physiologie und Psychologie noch nicht dazu gekommen ist, mir auf den von mir eingeschlagenen, wenig betretenen Pfaden zu folgen und zu den hier vorgetragenen Auffassungen Stellung zu nehmen. Die Zeit dürfte aber nicht fern sein, in der die Mneme die Feuerprobe eingehender fachmännischer Kritik auf allen jenen biologischen Gebieten zu bestehen haben wird; auch wird sie durch ihre Fortsetzungen zu beweisen haben, daß ihre Gedankengänge sich beim praktischen Gebrauch in den einzelnen Wissensgebieten als fruchtbar erweisen.

Inhalt.

Erster Teil. Einführung in den Begriff der Mneme.

I. Einleitendes über Reiz und Reizwirkung.
II. Engraphische Wirkung der Reize auf das Individuum.
III. Engraphische Wirkung der Reize auf die Deszendenz.

Zweiter Teil. Systematische Darstellung der mnemischen Grundphänomene.

IV. Die gegenseitigen Beziehungen der Engramme: simultane und sukzessive Assoziation; kombinatorische Assoziation.
V. Die Lokalisation der Engramme.
VI. Die Ekphorie der Engramme.
VII. Der mnemische Erregungszustand und die mnemische Homophonie.

Dritter Teil. Die Wirksamkeit mnemischer Prozesse bei der Ontogenese.

VIII. Nachweis des mnemischen Faktors bei den ontogenetischen Reproduktionen.
IX. Das ontogenetische Initialengramm und der ontogenetische Ablauf.
X. Vorhandensein und Wirksamkeit morphogener mnemischer Erregungen im ausgebildeten Organismus.
XI. Spricht die Einschränkung des Regenerationsvermögens für eine Lokalisation des ererbten Engrammschatzes? Lokalisation der Ekphorie.
XII. Die Bedeutung der alternativ ekphorierbaren Dichotomien auf ontogenetischem Gebiet.
XIII. Über den Bau der ontogenetischen Engrammsukzessionen und seine verschiedenen Entstehungsweisen.
XIV. Die proportionale Veränderbarkeit der mnemischen Erregungen.

Vierter Teil. Schlußbetrachtungen.

XV. Inwieweit fördert uns der von uns eingeschlagene Weg in der allgemeinen Erkenntnis der Lebensvorgänge?
XVI. Die Mneme als erhaltendes Prinzip im Wechsel des organischen Geschehens.
Sachregister.

Früher erschien:

RICHARD SEMON
Im Australischen Busch
und an den Küsten
des Korallenmeeres
Reiseerlebnisse und Beobachtungen
eines Naturforschers in Australien,
Neu-Guinea und den Molukken

Zweite, verbesserte Auflage
Mit 86 Abbildungen u. 4 Karten

gr. 8⁰. Geh. M. 15.—; in eleg. Leinenbande M. 16.50

:: VERLAG VON WILHELM ENGELMANN IN LEIPZIG ::

Karl Braeunig, **Mechanismus und Vitalismus in der Biologie des neunzehnten Jahrhunderts.** Ein geschichtlicher Versuch. 7 Bogen. gr. 8. Geheftet ℳ 2.40.

Schriften von Hans Driesch

Die Biologie als selbständige Grundwissenschaft. Eine kritische Studie. 8. ℳ 1.20.

Die Lokalisation morphogenetischer Vorgänge. Ein Beweis vitalistischen Geschehens. Mit 3 Figuren im Text. gr. 8. ℳ 2.40. (Sonderdruck aus: »Archiv für Entwickelungsmechanik« VIII. Band, 1. Heft.)

Analytische Theorie der organischen Entwicklung. Mit 8 Textfiguren. 8. ℳ 3.—.

Die organischen Regulationen. Vorbereitungen zu einer Theorie des Lebens. Mit einer Figur im Text. gr. 8. ℳ 3.40.

Die „Seele“ als elementarer Naturfaktor. Studien über die Bewegungen der Organismen. gr. 8. ℳ 1.60.

Naturbegriffe und Natururteile. Analytische Untersuchungen zur reinen und empirischen Naturwissenschaft. gr. 8. ℳ 4.—.

G. Haberlandt, **Sinnesorgane im Pflanzenreich zur Perzeption mechanischer Reize.** Zweite, vermehrte Auflage. Mit 9 lithographierten Doppeltafeln und 2 Figuren im Text. gr. 8. ℳ 11.—.

Rudolf Höber, **Physikalische Chemie der Zelle und der Gewebe.** Zweite, neubearbeitete Auflage. Mit 38 Abbildungen im Text. 8. Gebunden ℳ 14.—.

Thomas Hunt Morgan, **Regeneration.** Mit Genehmigung des Verfassers aus dem Englischen übersetzt und in Gemeinschaft mit ihm vollständig neu bearbeitet von **Max Moszkowski.** Deutsche Ausgabe, zugleich zweite Auflage des Originals. Mit 77 Figuren im Text. gr. 8. Geheftet ℳ 12.—; in Leinen gebunden ℳ 13.20.

Ludwig Plate, **Selectionsprinzip und Probleme der Artbildung.** Ein Handbuch des Darwinismus. Dritte, sehr vermehrte Auflage. Mit 60 Figuren im Text. gr. 8. Geh. ℳ 12.—, geb. ℳ 13.—.

:: VERLAG VON WILHELM ENGELMANN IN LEIPZIG ::

Carl Rabl, **Über „Organbildende Substanzen“ und ihre Bedeutung für die Vererbung.** Nach seiner am 21. Juni 1906 in der Aula der Universität Leipzig gehaltenen Antrittsvorlesung. gr. 8. ℳ 1.20.

Eugenio Rignano, **Über die Vererbung erworbener Eigenschaften. Hypothese einer Zentroepigenese.** Teilweise Neubearbeitung und Erweiterung der französischen Ausgabe. Mit 2 Textfiguren. gr. 8. ℳ 5.—.

Schriften von Wilhelm Roux

Der Kampf der Theile im Organismus. Ein Beitrag zur Vervollständigung der mechanischen Zweckmäßigkeitslehre. gr. 8. ℳ 4.—.

Über die Bedeutung der Kernteilungsfiguren. Eine hypothetische Erörterung. gr. 8. ℳ —.60.

Gesammelte Abhandlungen über Entwicklungsmechanik der Organismen. Zwei Bände. gr. 8. Geh. ℳ 48.—; in Hfrz. geb. ℳ 53.—.

Erster Band: Abhandlung I—XII, vorwiegend über funktionelle Anpassung. Mit 3 Tafeln und 26 Textfiguren.

Zweiter Band: Abhandlung XIII—XXXIII, über Entwicklungsmechanik des Embryo. Mit 7 Tafeln u. 7 Textfiguren.

Vorträge und Aufsätze über Entwicklungsmechanik der Organismen.

Heft 1: Die Entwicklungsmechanik, ein neuer Zweig der biologischen Wissenschaft. Eine Ergänzung zu den Lehrbüchern der Entwicklungsgeschichte und Physiologie der Tiere. Von Wilhelm Roux. Mit 2 Tafeln und einer Textfigur. gr. 8. ℳ 5.—.

Heft 2: Über den chemischen Charakter des Befruchtungsvorgangs und seine Bedeutung für die Theorie der Lebenserscheinungen. Vortrag, gehalten auf dem Internationalen Zoologenkongreß zu Boston am 22. August 1907 von Jacques Loeb. gr. 8. ℳ —.80.

Alfred Schaper, **Über die Zelle.** Nachgelassene Schrift. Nach dem Tode des Verfassers herausgegeben von **Wilhelm Roux.** Mit 3 Textfiguren. gr. 8. ℳ —.60.

Friedr. Strecker, **Das Kausalitätsprinzip der Biologie.** VIII und 153 Seiten. gr. 8. Geheftet ℳ 3.—.

Druck von Breitkopf & Härtel in Leipzig.

BAND XXVI a. JAHRGANG 1908. HEFT 6.

BERICHTE

DER

DEUTSCHEN

BOTANISCHEN GESELLSCHAFT.

GEGRÜNDET AM 17. SEPTEMBER 1882

SECHSUNDZWANZIGSTER JAHRGANG.

HEFT 6. ✓

(MIT TAFEL VI—VII.)

AUSGEGEBEN AM 30. JULI 1908.

BERLIN,
GEBRÜDER BORNTRAEGER,
1908.

Inhaltsangabe zu Heft 6.

Seite
Sitzung vom 26. Juni 1908 361

Mitteilungen:

41. G. Bredemann: Regeneration der Fähigkeit zur Assimilation von freiem Stickstoff des Bacillus amylobacter A. M. et Bredemann und der zu dieser Spezies gehörenden bisher als Granulobacter, Clostridium usw. bezeichneten anaeroben Bakterien. (Vorläufige Mitteilung.) 362
42. M. Mücke: Zur Kenntnis der Eientwicklung und Befruchtung von Achlya polyandra de Bary. (Mit Doppeltafel VI.) 367
43. W. Palladin: Die Verbreitung der Atmungschromogene bei den Pflanzen 378
44. W. Palladin: Über die Bildung der Atmungschromogene in den Pflanzen 389
45. J. M. Schneider: Der Öffnungsmechanismus der Tulipa-Anthere. (Vorläufige Mitteilung.) 394
46. C. Steinbrinck: Über den Kohäsionsmechanismus der Roll- und Faltblätter von Polytrichum commune und einigen Dünengräsern 399
47. F. Brand: Über das Chromatophor und die systematische Stellung der Blutalge (Porphyridium cruentum). (Mit 1 Abbildung im Text.) 413
48. A. Ernst: Zur Phylogenie des Embryosackes der Angiospermen. (Mit Tafel VII.) 419
49. Margery S. Rosing: Der Zucker- und Stärkegehalt in den Schließzellen offener und geschlossener Spaltöffnungen. (Vorläufige Mitteilung.) 438
50. P. Ascherson: Berichtigungen und Nachträge zu dem Aufsatze über Populus Euphratica in Europa 445

Nächste Sitzung der Gesellschaft:

Freitag, den 31. Juli 1908,

abends 7 Uhr,

im Hörsaale des Neuen Botanischen Museums in Dahlem

bei Steglitz, Königin-Luise-Str. 6/8.

Sitzung vom 26. Juni 1908.

Vorsitzender: Herr A. ENGLER.

Der Vorsitzende macht Mitteilung von dem schweren Verlust, den die Gesellschaft durch den am 20. Juni erfolgten Tod unseres ordentlichen Mitgliedes, des Herrn

Professor Dr. **F. Noll**

in Halle a. S. erlitten hat. Die Anwesenden ehren das Andenken an den Verstorbenen durch Erheben von ihren Sitzen.

Als ordentliches Mitglied ist vorgeschlagen Herr:

Scholl, Ernst, in **Wien XIX,** Eichendorffgasse 3 (durch L. R. VON PORTHEIM und K. LINSBAUER).

Zu ordentlichen Mitgliedern sind proklamiert die Herren:

Schneider, Dr. **J. M.,** in **Schänis** (Schweiz),
v. Behren, Dr. **Friedrich,** in **Osnabrück,**
Minder, F., in **Freiburg i. B.**

Mitteilungen.

41. G. Bredemann: Regeneration der Fähigkeit zur Assimilation von freiem Stickstoff des Bacillus amylobacter A. M. et Bredemann und der zu dieser Spezies gehörenden bisher als Granulobacter, Clostridium usw. bezeichneten anaeroben Bakterien.

(Vorläufige Mitteilung.)

(Eingegangen am 4. Juni 1908.)

Seit 1905 im Botanischen Institute der Universität Marburg unter der Leitung des Herrn Prof. ARTH. MEYER mit einer eingehenden Untersuchung der anaeroben bisher als *Amylobacter*, *Granulobacter*, *Clostridium* oder ähnlich bezeichneten Bakterien beschäftigt, möchte ich hier vorläufig kurz einige Ergebnisse dieser Untersuchungen mitteilen, da sich die Drucklegung der vollständig fertig gestellten umfangreichen Arbeit etwas verzögern wird.

Da es uns zunächst darauf ankam, zu entscheiden, wieweit die bisher in der Literatur erwähnten sich ähnelnden Formen, die man als *Amylobacter*, *Granulobacter*, *Clostridium* usw. bezeichnet hatte, verschiedene Spezies wären, und wieweit solche sich ähnelnde Spezies in der Natur vorkämen, habe ich mir zuerst eine möglichst große Anzahl von Original-„Spezies“ beschafft und dann auch selbst eine größere Anzahl von „Stämmen“ auf verschiedene Weise und aus verschiedenem Materiale, besonders aus Erde, welche ich mir aus allen Weltteilen besorgt hatte, isoliert.

Von diesen haben meinen Untersuchungen zugrunde gelegen:

A. Original-„Spezies“:

1. *Clostridium Pasteurianum* von WINOGRADSKI[1];
2. *Clostridium Americanum* von PRINGSHEIM[2];

---

[1] Arch. d. sciences biolog. T. III 1895 u. Centr. f. Bakt. II. Abt. 1902. IX.

[2] Centr. f. Bakt. II. Abt. 1906. XVI. u. 1908. XX.

3. *Clostridium* α von HASELHOFF und BREDEMANN[1]);
4. *Clostridium* β von HASELHOFF und BREDEMANN[1]);
5. *Bac. amylobacter I* von GRUBER[2]);
6. *Bac. saccharobutyricus* von v. KLECKI[3]);
7. Ein sog. Gasphlegmonebazillus aus Säuglingskot;
8. *Granulobacter butyricum* von BEIJERINCK[4]);
9. *Granulobacter pectinovorum* von BEIJERINCK und van DELDEN[5]);
10. Buttersäurebazillus aus altem und
11. Buttersäurebazillus aus jungem Schabziegerkäse von v. FREUDENREICH und JENSEN[6]).

B. Selbst isolierte Stämme, welche aus von folgenden Orten stammendem Materiale isoliert wurden:

12. Aus einer der Oberfläche einer Reispflanzung bei Buitenzorg vor dem Ackern entnommenen Erde;
13. aus derselben Erde;
14. aus einer Wiesenerde bei Pritzwalk (Brandenburg);
15. aus einer Erde von einer jungen Kakaopflanzung bei Soppo im Kamerungebirge;
16. aus einer Erde von einer jungen Kakaopflanzung bei Moliwe im Kamerungebirge;
17. aus einer Urwalderde bei Amani (Deutsch-Ostafrika);
18. aus einer vom Ufer eines stehenden Gewässers bei Kotapad in Brit.-Ostindien entnommenen Erde;
19. aus Erde des Botanischen Gartens in Marburg;
20. aus Weideland in Illinois (Nordamerika);
21. aus Ackerland des Gutes Buchholz bei Pritzwalk (Brandenburg);
22. aus Marschboden bei Husum;
23. von Möhren aus Marburg;
24. aus einem Termitenhaufen bei Kotapad (Brit.-Ostindien);
25. aus den Abhängen des Signalberges bei Tsingtau (Kiautschou);
26. aus einem Acker bei Hammerfest in Norwegen;
27. aus Reismehl von Marburg.

Die eingehend durchgeführte vergleichende morphologische und physiologische Untersuchung dieser Original-„Spezies“ und der selbst isolierten „Stämme“ führte zu dem überraschenden Ergeb-

---

1) Landw. Jahrbücher. 1906. XXXV.

2) Centr. f. Bakter. I. Abt. Bd. I. 1887.

3) Centr. f. Bakter. II. Abt. Bd. II. 1896.

4) Verhandl. d. Kgl. Akad. van Wetensch. Amsterdam II. Sectie. 1893 Deel I. No. 10.

5) Arch. Néerland sc. exact. et nat. (2) IX.

6) Centr. f. Bakt. II. Abt. 1906. XVII.

nisse, daß sie alle identisch waren und deshalb zu der Spezies *Bacillus amylobacter* A. M. et BREDEMANN zusammengefaßt werden mußten. Der Speziesname *Bac. amylobacter* A. M. et BREDEMANN ist aus später mitzuteilenden Gründen gewählt worden.

Bei den bislang im botanischen Institute ausgeführten Arbeiten über Bakterienspezies ist immer der Grundsatz festgehalten worden, daß Speziesdiagnosen und Bestimmungen von Bakterienspezies nur an solchem Materiale ausgeführt werden durften, welches einen längeren Zeitraum hindurch unter bestimmten Kulturbedingungen gehalten worden war; es hatte diese Behandlung den Zweck, die zu vergleichenden Stämme durch Einwirkung gleicher Verhältnisse möglichst gleichartig zu machen. Bei meinen Untersuchungen stellte sich heraus, daß die mir vorliegenden anaeroben Formen einer verhältnismäßig langwährenden teilweise auch speziellen Behandlung bedurften. Letzteres bezieht sich besonders auf die Original-„Spezies". Diese waren durch die Vorbehandlung meist stark verändert, teilweise geschwächt, so daß nur durch besondere Behandlung die Normaleigenschaften wieder hervorgerufen werden konnten. Zu diesen vor der konstanten Behandlung wieder herzustellenden Eigenschaften gehörte z. B. vorzüglich die Sporenbildungsfähigkeit und die Gärfähigkeit in stickstofffreier Nährlösung. Die Verschiedenartigkeit der von den verschiedenen Autoren gegebenen Beschreibungen ihrer „Spezies" ist teilweise auf die verschiedenartige Behandlung dieser Spezies zurückzuführen.

Also erst nachdem eine Kräftigung und eine gleichartige Züchtung stattgefunden hatte, wurde zu einer Vergleichung aller „Spezies" und Stämme geschritten. Dieselbe ergab dann, daß die an sich nicht großen Verschiedenheiten, welche die einzelnen Stämme und „Spezies" untereinander zeigten, für alle charakteristischen Eigenschaften nicht größer waren, als die Variationen, die innerhalb ein und desselben Stammes vorkamen. Von diesen Eigenschaften seien als relativ konstante Eigenschaften genannt: Form und Größe der Sporen, Beweglichkeit, Färbbarkeit, Reservestoffe, Entwicklung bei verschiedenen Temperaturen, Kardinalpunkte der Temperaturen, Kardinalpunkte der Sauerstoffspannung für Sporenkeimung, Sporenbildung und Oidienwachstum, Entwicklung auf verschiedenen Nährböden, wie Agar verschiedener Zusammensetzung, Gelatine mit und ohne Dextrose, Tötungszeiten der Sporen bei 100°, 80° und bei hohen Sauerstoffkonzentrationen; als relativ variable Eigenschaften seien genannt: Form und Größe der Oidien und Sporangien, Vorhandensein und Fehlen der Sporangienreste um die Spore („Sporenkapsel“), Verwertbarkeit der verschiedenen Kohlenstoffquellen, Menge und Zusammensetzung der Gärungsprodukte, Gas, Alkohole und flüchtige Säuren, Fähigkeit in stickstofffreier Nährlösung zu wachsen und Fähigkeit der Assimilation des freien Stickstoffs; bei der Assimilation des Stickstoffs selbst ist sehr variabel die Menge des auf 1 g verbrauchter Dextrose gebundenen Stickstoffs, der Einfluß der Kultur im Stickstoffstrome oder im offenen Kolben, Einfluß der Darreichung von verschiedenen stickstoffhaltigen Verbindungen auf die Größe der Stickstoffassimilation, Beziehungen zwischen Zuckerverbrauch, Säurebildung und Stickstoffbindung usw. Da, wie gesagt, in allen diesen Punkten bei einer gleichartigen Behandlung der Original-„Spezies“ und der von mir selbst isolierten „Stämme“ absolut kein durchgreifender Unterschied zwischen den einzelnen „Spezies“ und „Stämmen“ zu beobachten war, erschien es also geboten, die von mir untersuchten 11 „Spezies“ anderer Autoren und 16 von mir selbst isolierten, aus den verschiedensten Regionen der Erde stammenden „Stämme“ als zu einer Spezies gehörig zu betrachten.

Durch diese hier zum ersten Male scharf durchgeführte vergleichende Untersuchung sehr vieler unter verschiedenen Umständen erwachsenen Stämme einer Spezies wurde der exakte Beweis erbracht, daß die Variationsfähigkeit einer Bakterienspezies nicht größer zu sein braucht als die einer höheren Pflanzenspezies. Dabei ist es bemerkenswert und besonders hervorzuheben, daß die Spezies durch den Einfluß der verschiedenartigen Standorte nicht wesentlich verändert worden ist, in der Tat ein interessantes Resultat, wenn man bedenkt, daß die Stämme aus den verschiedensten Gegenden der Erde stammten.

Ferner ist bewiesen, daß eine Bakterienspezies über die ganze Erde verbreitet sein kann, so daß zu erwarten ist, daß die Bakterienflora der verschiedenen Gegenden doch nicht eine so große Mannigfaltigkeit an Spezies aufzuweisen braucht, als man vielleicht anzunehmen geneigt sein könnte.

Zu den von den verschiedenen Autoren als besonderes Speziesmerkmal in den Vordergrund gestellten Eigenschaften ihrer „Spezies“ gehört die Fähigkeit der Bindung des atmosphärischen Stickstoffs, die also auch für alle „Spezies“ und „Stämme“ nachgewiesen werden mußte, ehe wir dieselben als identisch betrachten durften. Die in unsere Hände gelangenden Original-„Spezies“ hatten, wie früher schon angedeutet, diese Fähigkeit nicht mehr, auch diejenigen nicht, bei denen ihre Autoren früher Stickstoffbindung beobachtet hatten;

von den von mir selbst isolierten Stämmen besaßen einige Stickstoffbindungsvermögen, andere nicht. Es gelang mir nun, bei allen Original-„Spezies“ und bei allen meinen „Stämmen“, bei welchen kein Stickstoffbindungsvermögen beobachtet werden konnte, dasselbe wieder hervorzurufen, und es zeigte sich, daß dann alle die Fähigkeit in gleichem Maße und ebenso besaßen, wie die „Spezies“, bei der WINOGRADSKY dieses Vermögen zum ersten Male gezeigt hatte.

Unsere Versuche ergaben, daß die Regeneration des Stickstoffbindungsvermögens bei allen Stämmen gleich leicht durchzuführen war, auch bei denjenigen „Spezies“, die sich schon sehr lange in künstlicher Kultur befanden und für die bislang eine Fähigkeit der Assimilation des freien Stickstoffs noch nicht festgestellt war.

Als besonders günstiges Mittel zur Regeneration hat sich die Kultur auf Erde enthaltenden Substraten erwiesen. Man kann sowohl in steriler Erde als auch in stickstofffreien WINOGRADSKYscher Nährlösung, welche mit nicht zu geringen Mengen steriler Erde versetzt ist, züchten. Die besten Resultate wurden nach dem ersteren Verfahren in folgender Weise erhalten: Reagenzgläser wurden ca. 6—8 cm hoch mit getrockneter und gesiebter Gartenerde gefüllt, diese mit Wasser gleichmäßig durchfeuchtet und ca. $^3/_4$ Stunden bei 150 ° im Autoklaven sterilisiert. Diese **absolut sterile** Erde wurde dann mit reichlichen Mengen des *Bac. amylobacter* geimpft. Ich verfuhr im allgemeinen so, daß ich von einer jungen morphologisch kräftigen aus allen Morphoden — lebhaft bewegliche Oidien und Sporangien und freie Sporen — bestehenden Kultur, die auf Dextrose-Agar im Vakuum bei einem Sauerstoffgehalt von 1 mg im Liter und bei 28 ° entstanden war, mehrere Ösen voll in sterilem Wasser verteilte, diese Aufschwemmung auf die sterile Erde aufgoß und letztere dann noch mit sterilem Wasser kräftig gleichmäßig durchfeuchtete. Diese geimpften Erdröhrchen wurden dann meist mehrere Wochen entweder im Vakuum oder auch bei völligem Luftzutritt bei Zimmertemperatur oder 28 ° sich selbst überlassen. Wurden dann kleine Mengen dieser Erden, etwa 1—2 g, in mit WINOGRADSKYscher stickstofffreier Nährlösung ca. 6—8 cm hoch gefüllte Reagenzgläser übertragen, so begann meist schon nach 12—24 Stunden eine kräftige Gärung; übertrug ich von dieser lebhaft gärenden Kultur nicht zu kleine Mengen in neue stickstofffreie Nährlösung, so trat auch in dieser bald Gärung und, wie sich durch die spätere Analyse herausstellte, auch Stickstoffbindung ein, die sich auch nach vielen Überimpfungen erhielt.

Eine nicht immer so prompt eintretende Wirkung konnte nach dem zweiten Verfahren erzielt werden durch einfachen Zusatz von absolut steriler Erde zur stickstofffreien Nährlösung und Einimpfen von nicht zu kleinen Mengen einer an sich in stickstofffreier Nährlösung keine Gärung hervorrufenden, aber morphologisch kräftigen jungen Kultur.

Kam es in einer stickstofffreien Nährlösung zu einem lebhaften Wachstum und einer lebhaften Gärung, so war mit dieser auch stets eine Stickstoff-Assimilation verknüpft, wie durch sehr zahlreiche Bestimmungen, deren genaue Zahlen später mitgeteilt werden sollen, bewiesen wurde. Die erhaltenen Stickstoffgewinne schwanken, wie das ja für alle bislang bekannten stickstoffansammelnden Organismen auch bekannt ist, in ziemlich weiten Grenzen. So wurden bei ca. 50 Versuchen Zunahmen von 0,35 bis 6,6 mg Stickstoff auf 1 g verbrauchter Dextrose gefunden, wobei die Verschiedenheiten bei einem und demselben Stamme ebenso groß waren als bei verschiedenen „Stämmen“ und „Spezies“, so daß von einer größeren oder geringeren stickstoffbindenden Kraft des einen oder anderen Stammes nicht die Rede sein kann.

Es muß zuletzt noch erwähnt werden, daß auch alle meine selbst isolierten „Stämme“, die anfangs Stickstoffbindung durchführten, sie nach einiger Zeit verloren, und daß ich sie danach alle wieder durch Erdbehandlung zur Stickstoffassimilation bringen konnte. Die regenerierte Fähigkeit war ebenso beständig und ebenso unbeständig wie die der frisch isolierten Stämme.

---

42. M. Mücke: Zur Kenntnis der Eientwicklung und Befruchtung von Achlya polyandra de Bary.

(Mit Doppeltafel VI.)

(Eingegangen am 5. Juni 1908.)

Über die Befruchtungsvorgänge, sowie über die cytologischen Verhältnisse bei den *Saprolegniaceen* sind in den letzten Jahren von drei Autoren Arbeiten erschienen, welche den Gegenstand eingehenden Untersuchungen unterziehen: von TROW (II), DAVIS und CLAUSSEN. TROWs Arbeiten haben *Achlya-*, die der beiden letzteren

*Saprolegnia*spezies zum Gegenstand ihrer Studien. Zwischen TROW und DAVIS herrschen in ihren Angaben große Verschiedenheiten in bezug auf die Anzahl der Kernteilungen im Oogonium: TROW fand deren zwei kurz aufeinander folgende und erkennt in diesem Verhalten, zumal da nach ihm eine Verminderung der Chromosomenzahl eintritt, eine Reduktionsteilung. DAVIS fand nur eine Kernteilung, ein Resultat, das von CLAUSSEN bestätigt wurde.

Die zweite Frage bezieht sich auf die Sexualität der *Saprolegniaceen.* TROW kommt zu dem Ergebnis, daß Sexualität vorhanden ist, und CLAUSSEN bestätigte dieselbe, da aus dem männlichen Organ, dem Antheridium, ein Kernübertritt in das Ei erfolgt. DAVIS ist aber nicht von einer Sexualität überzeugt: er hat bei apandrischen *Saprolegnia*spezies zweikernige Eier gefunden, die nicht durch Befruchtung entstanden sein sollen.

Diese sich sehr widersprechenden Angaben über die Zahl der Kernteilungen — bei *Achlya* sollen nach TROW deren zwei im Oogonium, bei der nahe verwandten *Saprolegnia* nach CLAUSSEN und DAVIS aber deren nur eine stattfinden — veranlaßten folgende Untersuchung, die an *Achlya polyandra* de Bary unternommen wurde. Da auch dem Befruchtungsvorgang Aufmerksamkeit geschenkt wurde, so ergaben sich folgende zwei Fragen:

1. Finden eine oder zwei Kernteilungen im Oogonium statt? und
2. Sind die Bedingungen für eine regelrechte Befruchtung durch Eintritt eines Antheridialkernes in das Ei gegeben?

Auch über die Beobachtungen von Erscheinungen bei den Kernteilungen sind die genannten Forscher nicht zu einem übereinstimmenden Resultat gekommen. Darüber bringt die vorliegende Arbeit nur einige wenige Tatsachen, da dieselbe frühzeitiger, als ursprünglich beabsichtigt, abgeschlossen werden mußte.

Untersuchungsmethoden.

Kultur: Als Objekt für die folgenden Untersuchungen diente *Achlya polyandra* de Bary[1]). Die Kultur fand meist auf Ameiseneiern in der von CLAUSSEN (l. c.) angegebenen Weise statt:

---

[1]) Nach RABENHORST, Kryptogamenflora I, 4, S. 352; TROW nennt diese Spezies *Achlya debaryana* (HUMPHREY, The *Saprolegniaceae* of the United States, with notes on other species. Transact. of the philos. soc. held at Philadelphia 1898, vol. XVII. new ser p. 63).

Sterilisierte Petrischalen wurden mit sterilem Leitungswasser so weit gefüllt, daß die darin befindlichen Ameiseneier, ungefähr vier bis sechs an Zahl, davon ein wenig bedeckt wurden. Die Eier selbst waren vorher in wenig Wasser im Dampftopf sterilisiert worden. Die Impfung erfolgte durch Übertragen von infizierten Eiern aus älteren, möglichst bakterienfreien Kulturen. Nach drei bis fünf Tagen bei Zimmertemperatur findet man dann die Eier stark mit *Achlya*rasen überwachsen, denen reichlich Oogonien und Antheridien in fast allen Entwicklungsstadien ansitzen. In dunklem oder auch gedämpftem Licht gedeihen die Kulturen besser als in hellem, waren aber nicht gänzlich bakterienfrei zu erhalten; häufiges Übertragen auf neues Substrat verhindert eine allzugroße Zunahme der Bakterien, so daß von dieser Seite keine Wachstumshemmung des Pilzes droht. Da die Ameiseneier oft schon reichlich Chitinmassen enthalten und diese dem Schneiden mit dem Mikrotom hinderlich sind, da die Schnitte zerreißen, so muß man die Eier möglichst aus dem eingebetteten Materiale herauspräparieren, um dann das Objekt von neuem einzubetten. Diesem Übelstande entgeht man, wenn man als Substrat sterilisierte Fliegenlarven verwendet, die sich sehr gut schneiden lassen.

Fixierung: Dieselbe geschah ausschließlich mit Chromeisessig (1 g Chromsäure + 1 ccm Eisessig + 100 ccm Wasser). Diese Lösung wurde zur Hälfte mit Wasser verdünnt und die *Achlya*rasen in kleinen Schalen ca. sechs Stunden darin gelassen. Das Auswaschen wurde in Leitungswasser unter öfterem Wechsel ca. 24 Stunden lang vorgenommen.

Einbettung: Die Entwässerung erfolgte in Alkohol von je um 10 pCt. steigender Konzentration; begonnen wurde mit 10 proz. Alkohol. In diesen Flüssigkeiten blieben die Objekte je ca. zwei bis drei Stunden, längere Zeit in 95 proz. Alkohol und ebenso in absolutem. Bei der Überführung in Xylol ist besondere Vorsicht anzuwenden, da selbst geringe Zusätze hiervon ein Zuviel bedeuten und sehr leicht Schrumpfungen hervorrufen; infolgedessen wurden zehn bis zwölf verschiedene Alkohol-Xylolgemische angewandt. Trotzdem sind Kontraktionen bei vorgeschrittener Entwicklung des Oogons nicht zu vermeiden (Fig. 4—6). Dem reinen Xylol wurden Paraffinstücke von 54° Schmelzpunkt, zuerst bei Zimmertemperatur, dann auf dem Thermostaten, langsam zugesetzt. Im Ofen verblieben die Objekte in reinem Paraffin vier bis sechs Stunden. Das Herauspräparieren der Ameiseneier wurde schon erwähnt. Die Schnitte wurden in einer Dicke von 5 μ angefertigt.

Färbung: 1. Nach dem FLEMMINGschen Dreifarbenverfahren (nach CLAUSSENs Angaben (l. c.), doch gelangte an Stelle der wässerigen Orange-G-Lösung Orange-G-Nelkenöl zur Anwendung). In Saffranin blieben die Schnitte ca. $^1/_2$ Stunde; darauf Differenzierung mit Alkohol $95^0/_0 + {}^1/_{20}\ ^0/_0$ konzentrierter Salzsäure; Gentianaviolett 1 Minute, Differenzieren mit neutralem, absolutem Alkohol, Gegenfärbung mit Orange-G-Nelkenöl und Einschluß über Xylol in Kanadabalsam.

2. GRAMsches Gentianaviolett: In der Farblösung (Rezept wie bei 1) blieben die Schnitte 1 Minute, gelangten nach Abwaschen mit Wasser ca. 2 Minuten in Jodjodkalium (1 g Jod + 2 g Jodkalium + 300 ccm Wasser); Differenzieren mit neutralem Alkohol, Gegenfärbung mit Eosin-Nelkenöl oder Orange-G-Nelkenöl.

3. HEIDENHAINsches Eisenhämatoxylin: Beizen der Schnitte ca. 3 Minuten in Eisenammoniakalaun $3\ ^0/_0$, färben 5 Minuten in gesättigter, wäßriger Hämatoxylinlösung und Differenzierung in Eisenammoniakalaun $3\ ^0/_0$; Gegenfärbung mit Eosin-Nelkenöl.

Gute, übersichtliche und besonders scharfe Bilder des Zentralkörpers lieferte das Dreifarbenverfahren bei Kernen vor der Teilung; weniger gut bewährte sich diese Methode für Eier und Antheridienschläuche.

Die wegen ihrer Einfachheit oft angewandte GRAMsche Färbung lieferte gleichfalls gute Kernteilungsbilder; besonders eignete sie sich für die Deutlichmachung der Centrosphären. Hierin, wie auch zum Färben der Befruchtungsschläuche, ist sie dem FLEMMINGschen Verfahren überlegen.

Weniger gute Erfolge lieferte die HEIDENHAINsche Färbung.

Eine Lebendbeobachtung fand in ganz geringem Umfange direkt in der Petrischale oder an Material auf dem Objektträger unter dem Deckglase statt.

Die Entwicklung des Oogons.

TROW (I) hat bei *Achlya Americana* ausführliche Beobachtungen an lebendem Material angestellt. Bei der vorliegenden Untersuchung ergaben sich keine Differenzen mit den seinigen. Es sei daher für diesen Teil auf seine Arbeit verwiesen.

An Schnitten haben dieser Autor, ebenso wie auch DAVIS und CLAUSSEN, die Entwicklungsgeschichte des Oogons studiert. In diesen Arbeiten finden sich zahlreiche Abbildungen, so daß hier nur solche, welche die strittigen Punkte betreffen, zu geben sind.

Das junge, meist ziemlich kuglig gestaltete Oogonium, das in einen mehr oder minder langen Stiel übergeht, an dem in vereinzelten Fällen noch ein zweites, jüngeres Oogon entsprossen kann, ist, ebenso wie der Stiel gänzlich mit Plasma erfüllt (Fig. 1—3). Die Größe der Oogone ist sehr schwankend. Dieselben werden von nicht allzudicken Membranen umgeben, an welchen an gegebenen Stellen Tüpfel, Eintrittsporen für die Befruchtungsschläuche wahrzunehmen sind; diese ragen an fixiertem und gehärtetem Material oft warzenartig hervor und sind von einer dünnen Membran verschlossen (Fig. 4, 5, 7, 8, 17 p.). Die Zahl der Kerne ist eine sehr große (Fig. 2, 3). Auf medianen Schnitten konnten in noch völlig plasmaerfülltem Oogon bis zu 34 Kernen gezählt werden. Diese letzteren zeichnen sich durch eine geringe Größe aus; doch sind Kerngerüst, Nucleolus und Kernmembran deutlich wahrnehmbar (Fig. 2, 2a, 3, 3a). Wenn die Oogone ihre endgültige Größe erlangt haben, beginnt sich in ihrem Innern eine Vakuole zu bilden, welche von der Mitte aus ihren Anfang nimmt; nach der dem Stiele zu gelegenen Seite ist ihre Zunahme eine intensivere, so daß sie bald eine birnförmige Gestalt annimmt. Gleichzeitig entsteht auch im Stiel eine Vakuole, welche sich sowohl nach der Traghyphe als auch nach dem Oogon zu fortsetzt, wodurch der Hohlraum des Oogoniums mit dem des Stieles und weiterhin mit dem der Traghyphe in Verbindung steht (Fig. 3). Inzwischen hat sich die Vakuole des Oogons bedeutend vergrößert und ein schwacher Plasmabelag kleidet seine Membran hohlkugelartig aus (Fig. 4). Gleichzeitig hat sich eine Querwand gebildet, welche das Oogon vom Stiele trennt (Fig. 4). Nach Angabe von DAVIS wird diese Wand schon angelegt, bevor die Vakuolenbildung beginnt. Doch fand auch CLAUSSEN bei *Saprolegnia monoica* die hier angegebenen Tatsachen im Gegensatz zu DAVIS. Die Entstehung der Vakuole ist offenbar durch eine Auflösung von Plasma bedingt, nicht aber durch Größenzunahme des Oogons, da ja dieselbe erst im erwachsenen Organ eintritt (s. o.). Der so entstandene Hohlraum ist von Plasmaresten erfüllt, die eine verschiedenartige Konsistenz zeigen, denn neben dichten Partien, die faden-, auch netzartig denselben regellos durchziehen oder flockiges Aussehen haben, befinden sich noch weniger stark lichtbrechende Massen; außerdem sind kleine tropfenförmige Gebilde vorhanden. Alle diese Plasmareste speichern Eosin und Orange-G; in besonderem Maße gilt dies von den Tropfen.

Auf dieser Stufe der Ausbildung hat gleichzeitig eine Veränderung der Kerne Platz gegriffen. Die anfangs kleinen Kerne haben an Größe bedeutend zugenommen (Fig. 2a, 3a, 4a, 9, sämtlich mit gleicher Vergrößerung gezeichnet) und ihre Zahl durch Degeneration beträchtlich vermindert. Kerne, die sich in den Anfangsstadien der Auflösung befinden (Fig. 4b1), färben sich nicht so präzis wie normale, auch verliert die Leuchtkraft der Farbstoffe stark, doch lassen sich in solchen Kernen noch die einzelnen Bestandteile unterscheiden. Weiter vorgeschrittene Stadien lassen keine Organisation des Kerns mehr erkennen (Fig. 4b): die Färbung ist gleichmäßig dunkel und diffus. Reine Farbtöne ergeben sich nicht. Die Größe solcher Kerne nimmt ab; sie sind von dem sie umgebenden Plasma infolge eigener Schrumpfung zurückgewichen, und dieser plasmaleere Raum umgibt sie hofartig, oft gänzlich, vielfach nur teilweise in unregelmäßiger Form. Schließlich verschwinden sie völlig. Die Zahl der zugrunde gehenden Kerne ist eine so große, daß schließlich nur noch eine Lage derselben in dem dünnen Plasmabeleg vorhanden ist (Fig. 4, 9). In sehr seltenen Fällen sind zwei Kerne nebeneinanderliegend wahrzunehmen; oft sieht man in einem solchen Stadium noch Reste von Kernen, die sich in Degeneration befinden. In Bezug auf die Struktur der erhalten gebliebenen Kerne ist zu bemerken, daß in denselben der Nucleolus, sowie ein sehr zartes, sich gut färbendes Kerngerüst wahrzunehmen ist, ebenso die Kernmembran (Fig. 9). Außerdem tritt jetzt ein Gebilde scharf hervor (Fig. 9c), welches mit TROW und CLAUSSEN als Centrosom zu bezeichnen ist, von DAVIS aber, wohl mit Unrecht, als dem Coenocentrum der *Peronosporeae* gleichwertig angesehen wird. Dieses liegt aber in der Kernmembran und nicht außerhalb derselben, wie TROW angibt, obwohl bei flüchtiger Betrachtung das der Fall zu sein scheint. Es stellt sich als gut und intensiv färbbare rundliche Masse dar, von der fadenartige Fortsätze nach dem Kerninneren zu ausgehen. Schon in ganz jungen Stadien, noch vor Beginn der Vakuolenbildung, sind diese Centrosomen sichtbar (Fig. 2a, 3a, 4a, 9).

Ist dieser Zustand erreicht, so findet eine Kernteilung statt. Hierüber gelang es nicht, eine lückenlose Beobachtungsreihe zu erlangen; es können nur folgende Tatsachen mitgeteilt werden.

Die Teilung tritt fast simultan ein und nimmt im allgemeinen auch einen gleichzeitigen Fortgang. Die Chromatinmassen ballen sich zu einem wenig übersichtlichen Haufen zusammen und bilden dann eine gleichfalls wenig klare Äquatorialplatte, an welche sich sehr zarte, aber gut hervortretende Spindelfasern ansetzen (Fig. 10). An den Polen der Spindel bemerkt man je ein Zentrosom, meist nur als dunkle Masse erscheinend, hier und da sind auch die charakteristischen Strahlen zu erkennen. Eine Teilung dieses Gebildes wurde nicht beobachtet. Über die Chromosomenzahl ließ sich etwas Bestimmtes nicht ermitteln. TROW nennt als Zahl sicher mehr als vier, wahrscheinlich seien aber acht vorhanden. Diese Zahl dürfte wohl noch etwas zu klein sein, da mehr als acht sicher gezählt wurden. So klare Bilder, wie sie DAVIS gibt, wurden nicht erhalten. Die entstehenden Tochterkerne, naturgemäß kleiner als die Mutterkerne, zeigen eine eigenartige, birnförmige Gestalt, etwa der der Zoosporen von Algen vergleichbar (Fig. 13, 14). An dem schnabelförmigen Ende, und zwar stets da, tritt dann das Centrosom in Erscheinung: eine stark gefärbte, punktförmige Masse, von der die Polstrahlen ausgehen. Stets ist das Zentrosom mit dem Kern verbunden und liegt nicht in einiger Entfernung von demselben, wie TROW in seinen Bildern zeichnet. Die eigenartige Gestalt, sowie die Centrosphäre bleiben längere Zeit erhalten und finden sich noch in befruchtungsfähigen Eiern vor (Fig. 14). Ein Nucleolus ist nicht sogleich sichtbar, die Chromatinmasse liegt noch ungleichmäßig verteilt im Kern (Fig. 13). Von diesen Tochterkernen fällt eine große Anzahl gleichfalls einer Degeneration anheim, welche in der geschilderten Weise wie bei Kernen vor der Teilung verläuft. Die Kernverminderung erhellt daraus, daß einerseits nach der Teilung weit mehr Kerne vorhanden sind als Eier im günstigsten Falle überhaupt gebildet werden; andererseits behalten aber diese degenerierenden Kerne im Anfang noch ihre eigenartige birnförmige Gestalt bei (Fig. 12,1) und sind deshalb mit Kernen, die vor der Teilung dem Auflösungsprozeß verfallen, nicht zu verwechseln (Fig. 12).

Nach dieser Teilung findet sofort die Eibildung statt. TROW will noch eine zweite Kernteilung beobachtet haben und sieht in diesem ganzen Akte eine Reduktionsteilung, zumal da er eine Verminderung der Chromosomenzahl gesehen zu haben glaubt. Seine Kernbilder sind mit den hier gegebenen wenig übereinstimmend: Die lang ausgezogenen Spindeln, die in geringer Entfernung außerhalb des Kernes liegenden Centrosphären und Kerne mit zwei Chromatinmassen konnten nicht gefunden werden. Wie CLAUSSEN und DAVIS bei *Sap olegnia* nur eine Kernteilung fanden, so konnte auch bei *Achlya* nur eine nachgewiesen werden. In diesem Punkte liegt also keine Verschiedenheit zwischen den nahe verwandten Genera *Saprolegnia* und *Achlya* vor, was nach TROWs Befunden anzunehmen war.

Die Eientwicklung findet in folgender Weise statt: Wir haben zuerst noch den sehr dünnen Plasmabeleg mit den Tochterkernen.

Um diejenigen von diesen, die nicht der Degeneration anheim gefallen sind, sammeln sich nun Plasmamassen an, die rasch an Größe zunehmen und in das Oogoninnere hineinragen. Sie dringen bis zur Mitte desselben vor, ohne sich aber hier oder seitlich zu berühren; an der Oogonwand sind diese Ballen noch untereinander durch dünne Plasmabrücken von der Dicke des ursprünglichen Wandbelegs verbunden (Fig. 5). Der Kern liegt ungefähr in der Mitte jedes Ballens; seine Centrosphäre ist nicht ausnahmslos radial auswärts gerichtet, wie TROW sagt, sowohl nicht im dünnen Plasmabeleg als auch nicht im entstehenden Ei, obwohl eine derartige Orientierung öfter zu beobachten ist (Fig. 13). Haben die Plasmaanhäufungen ihre endgültige Größe erreicht, so wird die Verbindung zwischen ihnen aufgehoben; die Ballen treten in gegenseitige Berührung und platten sich stark gegeneinander ab (Fig. 6). In der Mitte bleibt noch ein kleiner Hohlraum erhalten. Bald runden sie sich dann zu einkernigen, nahezu kugeligen Eiern ab, die sich unregelmäßig im Innenraum des Oogoniums verteilen. Die Zahl derselben ist eine sehr wechselnde: es wurden 3—22 Eier in einem Oogon gezählt; doch dürften wohl 10—15 Eier die vorherrschende Zahl sein.

Mißbildungen der Eier sind selten. Bisweilen geht die Trennung der Plasmamassen nicht vonstatten und es entstehen größere und unregelmäßig gestaltete Eier, die dann auch zwei und mehr Kerne führen.

Entwicklung des Antheridiums.

Die Antheridienäste können sowohl auf dem Oogonstiel als auch auf den Traghyphen entstehen, in diesem Falle immer in möglichster Nähe des Oogons (Fig. 1). Zu einer Zeit, wo das Oogon noch ganz jung ist und die Vakuolenbildung noch nicht begonnen hat, wird dasselbe schon meist von mehreren Antheridialästen umwachsen. Diese zylindrischen Schläuche sind sehr selten verzweigt und bilden ihre Antheridien gewöhnlich erst dann, wenn im Oogon schon die Vakuolenentstehung begonnen hat: Es wird die Spitze des Schlauches in geringer Länge durch eine Querwand abgeschnitten. Das so entstandene Antheridium enthält neben reichem Plasma mehrere Kerne. Dieselben gehen zu gleicher Zeit wie die Oogonkerne eine Teilung ein. Ob nur diese oder noch eine zweite stattfindet, war nicht zu entscheiden; CLAUSSEN gibt nur eine an, und das dürfte analog den Vorgängen im Oogon wohl den Tatsachen entsprechen. Ebensowenig war zu ermitteln, ob eine Kerndegeneration wie im Oogon stattfindet. Doch ist dies wohl nicht gut anzunehmen, da hiergegen die Mehrkernigkeit, sowie die erhebliche Zahl der Befruchtungsschläuche eines Antheridiums spricht. Haben die Eier ihre vollständige Ausbildung erreicht, so senden die Antheridien je einen oder mehrere Befruchtungsschläuche in das Oogon. In den beobachteten Fällen wuchsen dieselben durch die erwähnten Pori ein (Fig. 7, 8p, 17); ein Eintritt direkt durch die Oogonwand wurde nicht gefunden. Es wachsen immer mehrere Schläuche in das Oogon hinein (Fig. 7), teils direkt auf die Eier zu, teils nach mannigfachen Windungen. Ebenso wie ein Schlauch an mehrere Eier — bis zu vier — heranwachsen kann, so kommen auch Verzweigungen derselben vor (Fig. 8). Fast immer sind die Schläuche mehrkernig (Fig. 7), der Kern, dem die Befruchtung zufällt, liegt an der Spitze des Schlauches, manchmal auch in geringer Entfernung davon, in dichtem Plasma (Fig. 15m).

Ältere Oogone, denen keine Antheridialäste anlagen, gelangten nicht zur Beobachtung.

Die Befruchtung.

Der Befruchtungsschlauch tritt mit seiner Spitze an einer Stelle in das Ei ein, welche sich durch dichteres, stark tingierbares Plasma als eine Art von Empfängnisfleck kennzeichnet (Fig. 15—17). Anfangs ist der Schlauch an seiner Spitze noch geschlossen (Fig. 15); bald öffnet er sich und es erfolgt der Übertritt des männlichen Kerns (Fig. 16m) mit etwas Plasma, denn die vor der Befruchtung an ihrer Spitze stark plasmahaltigen Schläuche (Fig. 15, 16) haben nach diesem Akte nur noch ganz geringen Inhalt (Fig. 17). Der übergetretene Kern wird durch die Plasmaansammlung im Ei stark verdeckt, so daß nur der Nucleolus gut wahrnehmbar bleibt (Fig. 17). Solche Befruchtungsstadien sind selten zu erhalten, da die Weiterentwicklung schnell ihren Fortgang nimmt. Der männliche Kern, der anfangs viel kleiner als der weibliche ist (Fig. 17), aber sehr schnell zur Größe desselben heranwächst, wandert rasch nach dem zentral gelegenen weiblichen zu. Sofort nach dem Übertritt des Spermakernes bildet sich um das Ei eine sehr dünne, nur schwer sichtbare Membran, die bald an Dicke zunimmt und weiterhin sehr derb wird. Der Befruchtungsschlauch bleibt dem Ei noch anliegen und haftet an der Membran desselben; bei ein wenig geschrumpften Eiern sieht man die Verbindung desselben mit der Eimembran, denn an der Stelle, wo er dem Ei ansitzt, ist die Membran in einem solchen Falle ein wenig vom Ei abgezogen (Fig. 7x). Der Schlauch selbst schließt sich sogleich nach der Befruchtung an seiner Spitze und weist meist noch mehrere nicht verbrauchte Kerne auf. Der männliche Kern legt sich dicht an den weiblichen an und bleibt längere Zeit in dieser Lage. Von Vorgängen in den Kernen, welche auf eine Verschmelzung beider hindeuten, ist vorerst nichts zu bemerken. Später findet dann eine Verschmelzung statt. Das befruchtete Ei hat sich inzwischen mit Reservestoffen gefüllt und seine Membran erhält eine beträchtliche Dicke. In ihr lassen sich verschiedene Schichten unterscheiden; auf ihrer Oberseite bleibt sie glatt.

Zusammenstellung der Resultate.

1. Die vorliegenden Untersuchungen legen dar, daß im Oogon entgegen TROWs Angabe nur eine Kernteilung stattfindet, wie dies bei *Saprolegnia* nach DAVIS der Fall ist und von CLAUSSEN für *Saprolegnia monoica* bestätigt wurde. Es liegen somit für die nahe verwandten Genera *Saprolegnia* und *Achlya* in diesem Punkt dieselben Verhältnisse vor. Auch in anderer Hinsicht ergeben sich in bezug auf die Entwicklungsgeschichte der Geschlechtsorgane hierbei gleichfalls keine Unterschiede.

2. Durch den Übertritt des männlichen Kernes in das Ei und das Verschmelzen beider Sexualkerne sind die Bedingungen für einen Geschlechtsakt gegeben. Inwiefern DAVIS Angaben in betreff der Zweikernigkeit der Eier und der Asexualität der von ihm untersuchten Formen zu Recht bestehen, ist nicht zu entscheiden, da ihm nach seiner Angabe nur apogame („apandrische“) Formen vorgelegen haben.

Literatur:

Es werden nur die für diese Untersuchung in Betracht kommenden Arbeiten angeführt; eine ausführliche Literaturzusammenstellung findet sich in der genannten Arbeit von CLAUSSEN.

CLAUSSEN, P., Über Eientwicklung und Befruchtung von *Saprolegnia monoica* (Festschr. d. deutsch. bot. Gesellsch. 1908, **26**, S. 144—161).

DAVIS, B. M., Oogenesis in *Saprolegnia* (Bot. Gaz. 1903, **35**, S. 233—250, 320—350).

TROW, A. H., (I), Observations on the biology and cytology of a new variety of *Achlya Americana* (Ann. of Botany 1899, **13**, p. 131—179).

TROW, A. H., (II), On fertilisation in the *Saprolegniaceae* (Ann. of Botany 1904, **18**, p. 541—569).

Figurenerklärung.

Die Umrisse sämtlicher Figuren sind mit Hilfe des ABBEschen Zeichenapparates entworfen und die Einzelheiten dann mit freier Hand eingezeichnet. Außer Fig. 1 sind alle Figuren nach Schnittpräparaten angefertigt.

Vergrößerungen der Figuren: Fig 1, 310 : 1, ZEISS Kompens.-Okular 18, Objektiv A, Fig. 2—8, 685 : 1, Kompens.-Okular 4, Homog. Immersion 2 mm, Apert. 1. 30, Fig. 2a, 3a, 4a, 4b, 9—17, 2700 : 1, Kompens.-Okul. 18. Homog. Immersion 2 mm, Apertur, 1, 30.

a = Antheridialschlauch.
c = Centrosom.
d = degenerierender Kern.
m = Antheridialkern.
p = Eintrittsporus.

Fig. 1. Junges Oogonium vor der Vakuolenbildung mit Antheridienästen. **Nach lebendem Objekt.**

Fig. 2. Junges Oogonium. Stadium wie Fig. 1. Der Innenraum ist noch ganz mit Plasma erfüllt. Eisenhämatoxylin-Eosin.

Fig. 2a. Kerne eines solchen Oogons (Fig. 2); stärker vergrößert. Saffranin-Gentianaviolett-Orange-G.

Fig. 3. Oogon, in dem, wie im Stiel, die Vakuolenbildung eingetreten ist. Eisenhämatoxylin-Eosin.

Fig. 3a. Kerne aus einem Stadium wie Fig. 3; stärker vergrößert. Saffranin-Gentianaviolett-Orange-G.

Fig 4. Oogon, in welchem die Vakuole fast ihre maximale Größe erreicht hat. Die Querwand ist gebildet. Im Plasmabeleg neben normalen Kernen solche im Zustande der Degeneration (*d*). In der Membran ein Eintrittsporus (*p*). *a* = durchschnittene Antheridialschläuche. Eisenhämatoxylin-Eosin.

Fig. 4a. Normale Kerne aus Fig. 4 vor der Teilung. Saffranin-Gentianaviolett-Orange-G.

Fig. 4b. Kerne wie in Fig. 4a, die sich aber im Zustande der Degeneration befinden; *1* ein solcher im Anfangsstadium, die übrigen weiter vorgeschritten. Saffranin-Gentianaviolett-Orange-G.

Fig 5. Die Plasmaansammlung für die Eier hat begonnen; die Ballen berühren sich noch nicht und sind noch durch Plasmabrücken verbunden. Eisenhämatoxylin-Eosin.

Fig. 6. Älteres Stadium als Fig. 5. Die Plasmaverbindungen sind gelöst, die Ballen haben sich gegeneinander stark abgeplattet. Eisenhämatoxylin-Eosin.

Fig. 7. Oogon mit befruchteten Eiern, die noch die unvereinigten Kerne zeigen: *x* = Anhaften des Befruchtungsschlauches an der Eimembran. Eisenhämatoxylin-Eosin.

Fig. 8. Befruchtungsschlauch, dessen drei Verzweigungen auf drei Eier zuwachsem. Eisenhämatoxylin-Eosin.

Fig. 9. Stück eines Plasmabeleges im Oogonium. Der Beleg hat das Minimum seines Durchmessers erreicht; die Kerne befinden sich kurz vor der Teilung. Saffranin-Gentianaviolett-Orange-G.

Fig. 10. Kernteilungsstadium: Äquatorialplatte. Gentianaviolett-Eosin.

Fig. 11. Kernteilungsstadium: Diasterstadium. Nicht ganz median geschnitten. Gentianaviolett-Orange-G.

Fig. 12. Kerne im Zustande der Degeneration nach der Teilung; *1* Anfangsstadium. Saffranin-Gentianaviolett-Orange-G.

Fig. 13. Junge Eianlage mit Kern. Ein Nukleolus ist noch nicht deutlich sichtbar. Gentianaviolett-Eosin.

Fig. 14. Befruchtungsfähiges Ei mit Kern. Gentianaviolett-Eosin.

Fig. 15. Ei, in das der noch verschlossene Befruchtungsschlauch, welcher den männlichen Kern *m* enthält, hineingewachsen ist. Das Ei ist tangential geschnitten, infolgedessen ist sein Kern nicht sichtbar. Gentianaviolett-Eosin.

Fig. 16. Teil eines Eies, in welches gerade der männliche Kern *m* aus dem geöffneten Schlauch übertritt. Gentianaviolett-Orange-G.

Fig. 17. Ei, in welches der in der Plasmaansammlung wenig sichtbare männliche Kern *m* eingetreten ist. Das Schlauchende ist abgeschnitten. Gentianaviolett-Eosin.

Berlin NW 7, Dorotheenstraße 5, den 3. Juni 1908.
Botanisches Institut.

43. W. Palladin: Die Verbreitung der Atmungschromogene bei den Pflanzen.

(Eingegangen am 5. Juni 1908.)

Die Untersuchungen G. BERTRANDs[1]) zeigten, daß die Oxydasen den molekularen Sauerstoff nur auf aromatische Verbindungen bestimmter Zusammensetzung übertragen können. Da die Produkte der genannten Oxydation verschiedenartig gefärbt sind, habe ich die Atmungsoxydasen als „pigmentbildende" Oxydasen bezeichnet. Im Anschluß daran habe ich in meiner Theorie der Atmung[2]) die Anschauung entwickelt, daß in den Pflanzen immer ein Chromogen vorhanden sein muß, das den Sauerstoff von der Oxydase auf die zu oxydierenden Stoffe (Spaltungsprodukte der Eiweißstoffe, Kohlenhydrate und Fette) überträgt.

---

1) G. BERTRAND, Comptes rendus t. 122, 1896, S. 1132, Annales de chimie et de physique, 7 série, t. 12, 1897, S. 115.

2) PALLADIN, Zeitschrift für physiologische Chemie, Bd. 55, 1908, S. 207; Diese Berichte, Bd. 26, 1908, S. 125.

Den Untersuchungen BERTRANDs zufolge sind diese Chromogene den aromatischen Verbindungen beizuzählen. Die große Bedeutung der genannten Chromogene im Atmungsprozesse der Pflanzen hat schon längst REINKE[1]) hervorgehoben; späterhin wurden aber die Arbeiten REINKEs nicht genügend berücksichtigt, was sich dadurch erklären läßt, daß die Verbreitung der Atmungschromogene sehr beschränkt erschien. Der Hauptzweck der vorliegenden Abhandlung ist, nachzuweisen, daß die Atmungschromogene im Pflanzenreiche sehr verbreitet sind. Nur für wenige Pflanzen läßt sich aber der Nachweis des Chromogens direkt dadurch erbringen, daß der ausgepreßte Saft sich bei Luftzutritt oxydiert und ein Pigment liefert. Als solche Objekte sind zu erwähnen: weiße Zuckerrübe, Kartoffelknollen, Keimlinge von *Vicia Faba,* Fruchtkörper von *Agaricus campestris.* Bei anderen Pflanzen (z. B. bei Weizenkeimen) kann das Chromogen erst nach erfolgter Autolyse unter sterilen Verhältnissen nachgewiesen werden. Diese Methode ist aber einerseits ziemlich umständlich, andererseits zuweilen unzureichend, da der Nachweis des Chromogens auch nach der Autolyse nicht immer gelingt. Demnach habe ich in der vorliegenden Arbeit eine andere Methode angewendet, die einen unmittelbaren Nachweis des Chromogens ermöglicht. Die zu untersuchenden Pflanzen oder Pflanzenteile wurden zerkleinert, mit Wasser versetzt und ausgekocht. Da die Oxydase durch Kochen zerstört wird, so erhält man dabei mehr oder weniger farblose Chromogenlösungen. Bei vielen Pflanzen wird jedoch das Chromogen durch die Zerkleinerung allein zu einem Pigment oxydiert; in diesen Fällen muß man in das bereits kochende Wasser größere Pflanzenstücke hineintun und zwar nicht in großer Menge, damit die Temperatur des Wassers nicht sehr stark herabgesetzt wird; die ausgekochten Pflanzen werden dann zerkleinert. Nur auf diese Weise erhält man mehr oder weniger farblose Chromogenlösungen. Um das etwa vorhandene Chromogen in ein Pigment zu oxydieren, setzte ich eine geringe Menge der nach BACH und CHODAT[2]) aus Meerrettich dargestellten Peroxydase und ein paar Tropfen verdünnter (0,5—1,0 pCt.) Wasserstoffsuperoxydlösung hinzu. In Gegenwart des Chromogens wird dann die Lösung schnell gefärbt. Die zuerst erscheinende rote Färbung (14. Ruber oder 13. Purpu-

---

1) REINKE, Zeitschrift für physiologische Chemie, Bd. 6, 1882, S. 263; Botanische Zeitung, 1883, S. 65; Einleitung in die theoretische Biologie, 1901, S. 281.

2) CHODAT et BACH, Archives des sciences physiques et naturelles, 1904.

reus)[1]) geht schnell in eine dunkelbraune über (19. Latericius oder 20. Badius). Seltener beobachtet man eine lilaviolette Färbung (49. Lividus, 12. Atropurpureus oder 6. Fumosus), die dann ebenfalls in eine rote und schließlich in eine dunkelbraune Färbung übergeht. Durch Zusatz von 1—3 Tropfen verdünnter Essigsäure wird das Erscheinen der Rotfärbung befördert; ein Überschuß der Säure wirkt dagegen schädlich[2]). Zusatz von Natriumcarbonat beschleunigt die Reaktion: die Lösung färbt sich dann sogleich dunkelbraun.

Die nach der beschriebenen Methode ausgeführten Untersuchungen ergaben, daß die Atmungschromogene im Pflanzenreiche sehr verbreitet sind. Stark atmende Organe, wie z. B. Blüten und junge Sprosse, enthalten besonders große Mengen des Chromogens; auch Speicherorgane sind reich an Chromogen.

Die Atmungschromogene wurden von mir bisher in folgenden Pflanzen aufgefunden[3]).

Kryptogamen.

Marchantia polymorpha. Unbedeutende Menge.

Mnium sp. Unbedeutende Menge.

Polypodium nervifolium. Oberirdisches grünes Rhizom: Sehr große Menge des roten Pigmentes, das alsdann eine schwarze Färbung annimmt.

Polypodium leiorhizon. Blätter: viel rotbraunes Pigment. Oberirdisches grünes Rhizom: sehr viel rotes Pigment; die Menge des Farbstoffes scheint jedoch geringer zu sein als bei der vorstehenden Art.

Asplenium viviparum. Blätter: rotbraunes Pigment.

Asplenium nidus. Blätter: rotbraunes Pigment.

Salvinia auriculata. Unbedeutende Menge des Pigmentes.

Selaginella Martensii. Unbedeutende Menge des Pigmentes.

Gymnospermen.

Abies nordmanniana. Blätter: wenig Pigment.

Araucaria brasiliensis. Wenig Pigment.

---

[1] P. A. SACCARDO, Chromotaxia seu nomenclator colorum. Editio altera. Patavii. 1894.

[2] G. BERTRAND, Comptes rendus, t. 145. S. 340. Annales de l'Institut Pasteur. XXI. S. 673, 1907.

[3] Die Untersuchung wurde vom 8. bis zum 25. Mai ausgeführt. Der heurige kalte Frühling hat die Entwicklung der im Freien wachsenden Pflanzen bedeutend verzögert.

Biota orientalis. Viel Pigment. Die Färbung ist zunächst violett, dann rot, schließlich braun.

Cycas revoluta. Wenig Pigment.

Picea alba. Viel dunkelbraunes Pigment.

Thuja occidentalis. Viel violettes Pigment; die Färbung geht dann in eine rote und braune über.

Monokotylen.

Allium Cepa. Zwiebel: wenig Pigment; Färbung rosa.

Aloe arborescens. Wenig rotes Pigment.

Aloe soccotrina. Der Saft nimmt beim Kochen rote Färbung an. In Gegenwart der Peroxydase und des Wasserstoffsuperoxyds tritt intensive dunkelrote Färbung auf. MOLISCH[1]) wies nach, daß sich der Saft nach dem Verweilen in Äther- oder Chloroformdampf (also bei Selbstverdauung) rot färbt, was auf eine Oxydation des Aloins zurückzuführen ist. Gegenwärtig wird Aloin als Reagens auf Peroxydase angewendet[2]).

Canna sp. Junge Sprosse: viel rotbraunes Pigment.

Cymbidium aloefolium. Blätter: wenig Pigment.

Phoenix reclinata. Blätter: wenig Pigment.

Scilla cernua, Junge Blätter: sehr wenig Pigment.

Getrenntblumenblätterige Dikotylen.

Aconitum vulparia. Junge Blätter: viel rotbraunes Pigment.

Brassica oleracea. Blumenkohl. Wenig rosarotes Pigment. Bei der Selbstverdauung im Chloroformdampf tritt eine hellbraune Färbung auf, infolge Oxydation des Chromogens. Nach einer 10 Tage dauernden Selbstverdauung im Chloroformwasser lieferte das helle Filtrat ebenfalls eine nur schwache Farbenreaktion mit Peroxydase und Wasserstoffsuperoxyd. Nach einer 2 Tage dauernden Behandlung mit 1 proz. Cyankaliumlösung wurde gar kein Pigment erhalten.

Cinnamomum Reinwardii. Alte und junge Blätter. Junge Blätter sind gelblichlila gefärbt. Viel rotbraunes Pigment. Im Beginn der Oxydation erinnert die Farbe des Pigmentes an diejenige junger Blätter.

Euphorbia Gerardiana. Junge Stengel, die noch rötlich gefärbt sind. Filtrat farblos. Viel rotbraunes Pigment.

---

1) MOLISCH, Milchsaft und Schleimsaft der Pflanzen, 1901, S. 105.

2) SCHAER, Archiv für Pharm., Band 221, S. 363, 1883.

Helleborus viridis. Junge Stengel mit Blüten. Viel rotbraunes Pigment.

Heracleum sibiricum. Junge Blätter. Viel dunkelbraunes Pigment.

Kochia trichophila. Ausgesäete Pflanzen. Wenig Pigment.

Levisticum officinale. Junge, noch gefärbte Sprosse. Viel rötlichbraunes Pigment.

Paeonia chinensis. Dunkelrote junge Sprosse. Viel rotbraunes Pigment.

Pisum sativum. Junge beblätterte Stengel. Wenig rosarotes Pigment. Die Menge des Pigmentes vergrößert sich beträchtlich bei einer Selbstverdauung.

Populus suaveolens. Männliche Blütenstände. Filtrat hellgelb. Sehr große Menge des bald schwarz werdenden Pigmentes. Bei einer Selbstverdauung im Chloroformwasser bildet sich an der Oberfläche der Flüssigkeit eine schwarze Haut, die an japanischen Lack erinnert.

Pirus Malus. Apfel. Viel braunes Pigment[1]).

Raphanus sativus. Junge Blätter. Wenig rotbraunes Pigment.

Rheum palmatum. Junge rotgefärbte Stengel. Sehr viel violettes Pigment, das alsdann schnell eine rotbraune Färbung annimmt. Nach der Selbstverdauung im Chloroformwassser findet man noch größere Mengen des Chromogens.

Rumex Patientia. Junge Blätter. Viel rotbraunes Pigment.

Saxifraga orbiculata. a) Alte überwinterte Blätter. Viel braunes Pigment. b) Rhizom. Die Schnittflächen färben sich schnell dunkelgelb. Nach dem Kochen findet man dagegen wenig Pigment. Es ist wahrscheinlich, daß das Pigment hauptsächlich als Glukosid abgelagert ist.

Schenkia Blumenaviana. Diese interessante Pflanze wurde schon längst von MOLISCH[2]) beschrieben. Bei Selbstverdauung im Chloroformdampfe nimmt sie eine hochrote Färbung an, infolge Färbung des Zellsaftes. Das nach dem Kochen erhaltene Filtrat ist zwar farblos, hat aber eine schöne hellblaue Fluoreszenz. Nach der Bearbeitung mit Peroxydase und Wasserstoffsuperoxyd tritt eine schwache rote Färbung auf. Es ist wohl möglich, daß auch in dieser Pflanze das Pigment als Glukosid abgelagert ist.

Thea Bohea. Blätter. Viel rotviolettes Pigment; diese Farbe geht dann in eine braune über.

---

[1]) LINDET, Comptes rendus, t. 120, 1895, S. 370.

[2]) MOLISCH, Diese Berichte, 1901, S. 149.

Vicia Faba. Junge beblätterte Stengel. Viel schönes rotes Pigment, welches nach und nach braun wird und am anderen Tage bereits schwarz erscheint.

Verwachsenblumenblätterige Dikotylen.

Cynara Scolymus. Blütenstände. Viel dunkelbraunes Pigment.

Dahlia variabilis. Junge beblätterte Stengel. Viel rötlichbraunes Pigment.

Hyosciamus orientalis. Junge Pflanzen. Die Oberfläche der Blätter ist dunkelblau gefärbt. Viel rotbraunes Pigment.

Scorzonera hispanica. Wurzeln. Viel dunkelbraunes Pigment.

Serratula tinctoria. Junge Blätter. Rotbraunes Pigment.

Tanacetum vulgare. Junge Blätter. Dunkelbraunes Pigment.

Außer den oben erwähnten lebenden Pflanzen habe ich auch in folgenden, von einer Drogenhandlung bezogenen getrockneten Pflanzen Chromogene aufgefunden.

Cortex Chinae ruber[1]. Farbloses Filtrat, das sich nach Zusatz von Peroxydase und Wasserstoffsuperoxyd intensiv rot färbt; nach dem Stehen bildet sich eine beträchtliche Menge des ziegelroten Niederschlags. Interessant ist es, daß die Oxydation des Chromogens auch bei Zusatz von Peroxydase allein, also ohne Mitwirkung des Wasserstoffsuperoxyds erfolgt. Diese Tatsache beweist, daß Peroxydase tatsächlich ein oxydierendes Enzym ist.

Cortex Piscidiae. Braunes Pigment.

Cortex Salicis. Viel rotbraunes Pigment. Ein Zusatz von Emulsin, Peroxydase und Wasserstoffsuperoxyd ruft intensivere Färbung hervor.

Flores Altheae. Rötlichbraunes Pigment.

Flores Lamii albi. Rötlichbraunes Pigment.

Flores Tiliae. Rötlichbraunes Pigment.

Flores Viburni Opuli. Viel rotbraunes Pigment.

Folia Fraxini. Rötlichbraunes Pigment.

Folia Juglandis regiae. Viel dunkelbraunes Pigment.

Folia Patschouli. Braunes Pigment.

Herba Belladonnae. Viel rotbraunes Pigment.

Herba Ephedrae. Schönes violettes Pigment, das langsam eine rote Färbung annimmt.

Herba Equiseti majoris. Rötlichgelbes Pigment.

---

[1] TSCHIRCH, Schweiz. Wochenschrift f. Chem. u. Pharmazie. Bd. 46, 1905, S. 501. Zitiert nach LAFAR, Technische Mykologie. Bd. I, S. 689.

Herba Ledi palustris. Viel rötlichbraunes Pigment.

Herba Polygoni avicularis. Violettes Pigment, das alsdann in ein rotbraunes übergeht,

Herba Uvae Ursi, Wenig braunes Pigment.

Herba Viburni. Ziemlich viel rötlichbraunes Pigment.

Radix Asari. Viel rotbraunes Pigment.

Radix Filicis maris pulv. Sehr viel lilaviolettes Pigment, das schnell in ein karminrotes, schließlich aber in ein rotbraunes übergeht.

Radix Jalapae. Wenig braunes Pigment.

Von den obigen Objekten sind für Vorlesungsversuche folgende besonders zu empfehlen: Keimlinge von *Vicia Faba,* grüne oberirdische Rhizome von *Polypodium nervifolium* und *P. leiorhizon. Radix Filicis maris,* Zweige von *Biota orientalis* oder von *Thuja occidentalis,* auch *Cortex Chinae ruber.* Diese Objekte liefern nach dem Kochen mit destilliertem Wasser schwach gefärbte oder beinahe farblose Filtrate, die sich unter Zusatz von Meerrettichperoxydase und Wasserstoffsuperoxyd schnell (mit Ausnahme von *Vicia Faba*) violett oder rot färben. Für Pigmentbildung nach 1—2tägigem Verweilen im Chloroformdampfe eignen sich sehr gut die bereits von MOLISCH beschriebenen *Aloe soccotrina* und *Schenkia blumenaviana.* Weizenkeime erzeugen ein schönes Pigment nach einer 10—15tägigen Autolyse bei Luftabschluß. Das farblose Filtrat nimmt bei Filtration unter Luftzutritt eine hochrote Färbung an.

Von den 71 untersuchten Pflanzen wurden die Atmungschromogene in 67 aufgefunden. In den übrigen 4 konnten die Chromogene nach obiger Methode nicht nachgewiesen werden. Die Pflanzen sind: *Agaricus campestris, Helvella esculenta,* Weizenkeime und Spargel; davon kann nur Spargel als eine Ausnahme von der allgemeinen Regel betrachtet werden, denn in den übrigen drei Objekten sind große Mengen des Chromogens enthalten, das aber durch die Meerrettichperoxydase nicht entdeckt werden kann. In Weizenkeimen kann eine Anhäufung des Chromogens nach erfolgter Autolyse wahrgenommen werden. Das Chromogen der höheren Pilze muß durch Tyrosinase oxydiert werden, wie es BOURQUELOT und BERTRAND[1]) hervorheben. Die von einer Oxydation der Chromogene herrührenden Pigmente[2]) sind in Pilzen sehr verbreitet.

---

[1]) BOURQUELOT et G. BERTRAND, Journal de pharm. et de chimie (6) t. 3, S. 177, 1896; Bulletin de la société mycologique de France 1896, S. 18, 27; BOURQUELOT, ebenda 1897, S. 65; Comptes rendus de la soc. de biologie. 1896, S. 811.

[2]) G. ZELLNER, Chemie der höheren Pilze. 1907.

wie es bereits SCHÖNBEIN[1]) betont. Zu den Atmungschromogenen sind wohl auch diejenigen zu zählen, die MOLISCH[2]) in *Lathraea Squammaria, Rhinanthus crista galli, Melampyrum nemorosum, M. silvaticum, Bartsia alpina, Euphrasia officinalis, Utricularia vulgaris, Galium Mollugo* und *Monotropa Hypopytis* entdeckt hatte. FAMINTZIN[3]) hat das Chromogen in *Helianthus*-Samen gefunden.

Nach A. HANSEN sind die Nebenpigmente der Algen (Phycocyan, Phycoerithrin und Phycophäin) Atmungspigmente. „Ich möchte hier einen ganz anderen Gedanken aussprechen, nämlich, daß die Farbstoffe zwar zum Gaswechsel der Meeresalgen, aber zur Atmung in Beziehung stehen, daß sie die Bedeutung besitzen, den Sauerstoff anzuziehen, also als Atmungspigmente zu bezeichnen wären“[4]). Nach PFEFFER „besitzen einzelne Bakterien, in anologer Weise wie das Blut (Hämoglobin) die Fähigkeit, ein erhebliches Quantum von Sauerstoff in der Art locker zu binden, daß die so aufgespeicherte Menge allmählich an einen sauerstofffreien Raum abgegeben wird“[5]).

Die große Verbreitung der Atmungs-Chromogene ist also nach dem oben Erörterten als nachgewiesen anzusehen; die Erforschung ihrer chemischer Zusammmensetzung ist künftigen Untersuchungen vorbehalten; gegenwärtig wissen wir nur, daß die Atmungschromogene aromatische Verbindungen sind. Den Arbeiten von CHODAT und STAUB[6]), ABDERHALDEN und GUGGENHEIM[7]) und BERTRAND[8]) zufolge sind die Chromogene vieler Pilze und einiger Samenpflanzen nichts anderes als Tyrosin, oder dem Tyrosin sehr nahestehende Verbindungen.

In der lebenden Pflanze findet eine Bildung des Pigmentes nur selten statt, indem der durch Oxydase auf das Chromogen übertragene Luftsauerstoff durch Reduktase sofort wieder abgespalten und zur Bildung der Produkte des anaeroben Stoffwechsels verbraucht wird. Die Reduktase ist auch an dem anaeroben Spaltungsprozesse der Glukose in Alkohol und Kohlensäure beteiligt, wie ich es neuerdings durch Versuche an Azetondauerhefe nachgewiesen habe[1]). Als Reagens auf Reduktase wurde selenigsaures Natrium verwendet. Da die enzymatische Natur der Reduktase zuweilen noch bezweifelt wird, so habe ich zunächst folgenden Vorversuch ausgeführt: es wurden zwei Portionen gewöhnlichen Zymins zu je 4 g abgewogen. Die eine Portion wurde mit 100 ccm 2,5 proz. Wasserlösung des selenigsauren Natriums und ein paar Tropfen Toluol übergossen. Nach 24 Stunden hat sich eine beträchtliche Menge des reinen Selens als roter Niederschlag abgesetzt. Die andere Portion wurde mit 50 ccm destilliertem Wasser gekocht und nach dem Erkalten mit 50 ccm 5 proz. Wasserlösung des selenigsauren Natriums und ein paar Tropfen Toluol versetzt. An dieser Portion wurden im Verlauf von mehreren Tagen gar keine Veränderungen wahrgenommen. Das Zymin blieb vollkommen weiß, und es hat sich keine Spur des roten Niederschlags gebildet. Durch diesen Versuch wird die enzymatische Natur der Hefereduktase außer jeden Zweifel gestellt.

---

[1] SCHÖNBEIN, Verhandlungen der naturforschenden Gesellschaft in Basel. 1856. S. 339.

[2] MOLISCH, Sitzungsberichte, Wiener Akademie, Abt. I, Bd. 102, S. 289, 1893.

[3] FAMINTZIN, Mémoires de l'Académie de St. Petersbourg. 1893.

[4] A. HANSEN, Mitteilungen aus der zoologischen Station zu Neapel. 11. Bd., S. 302, 1895.

[5] W. PFEFFER, Sitzung, Sächs. Gesellschaft, Sitzung vom 27. Juli 1896.

[6] CHODAT et STAUB, Archives des sciences physiques et naturelles (4) t. 23, 1907, t. 24, 1908.

[7] ABDERHALDEN und GUGGENHEIM, Zeitschr. f. physiol. Chemie Bd. 56, S. 331, 1908.

[8] G. BERTRAND, Comptes rendus, t. 145, p. 1352, 1907, t. 146, p. 304, 1908.

In anderen Versuchen wurden gleiche Mengen des Zymins mit gleichen Mengen einer Wasserlösung des selenigsauren Natriums übergossen. Diejenigen Portionen, denen nichts mehr beigegeben wurde, färbten sich nach 24 Stunden rot infolge Abscheidung des metallischen Selens. Andere Portionen wurden mit Glukose versetzt. Je mehr Glukose zugesetzt worden war, desto unbedeutender war die Menge des nach Ablauf von 24 Stunden abgeschiedenen metallischen Selens; bei Zusatz von beträchtlichen Glukosemengen fand keine Abscheidung des Selens nach 24 Stunden statt: erst viel später erschien ein roter Niederschlag. Durch Zuckerzugabe wird also die Reduktion des Selens verlangsamt und eventuell auch vollkommen beseitigt. Daraus ist der Schluß zu ziehen, daß Reduktase am Spaltungsprozeß der Glukose in Alkohol und Kohlensäure unmittelbar beteiligt ist und daher das selenigsaure Natrium unberührt läßt.

Behufs Lösung der Frage, ob die hemmende Wirkung der Glukose tatsächlich auf Alkoholgärung zurückzuführen ist, habe ich in einer anderen Versuchsreihe Wasserlösungen des selenigsauren Natriums mit gleichen Mengen Zymin und mit verschiedenen nicht vergärbaren organischen Stoffen versetzt: es wurden nämlich

---

1) PALLADIN, Zeitschrift für physiol. Chemie, LVI. S. 81, 1908.

Glyzerin, Laktose und Mannit verwendet. Die genannten Substanzen übten keine hemmende Wirkung aus: es wurden vielmehr in Gegenwart des Milchzuckers und des Mannits, allem Anschein nach, größere Mengen des metallischen Selens abgeschieden als in destilliertem Wasser, und zwar hatte dann der Niederschlag eine hochrote Färbung, die in Wasserlösungen nicht wahrzunehmen war.

Durch Zusatz von vergärbaren Stoffen wird aber die Abscheidung des metallischen Selens gehemmt. Außer der Glukose habe ich von den genannten Stoffen Saccharose und Galaktose verwendet. Die hemmende Wirkung der beiden letztgenannten Stoffe war schwächer als diejenige der Glukose. Am schwächsten war die Wirkung der Galaktose. Diese unter Anwendung des selenigsauren Natriums ausgeführten Versuche bestätigen die alte Anschauung PASTEURs, daß bei der Alkoholgärung Sauerstoffabspaltung vom Zucker stattfindet, da der Luftsauerstoff den gärungserregenden Organismen nicht zur Verfügung steht. Es wurde tatsächlich nur bei Abwesenheit der Glukose der Sauerstoff vom selenigsauren Natrium, einem weniger geeigneten Nährstoffe, durch Zymin abgespalten. Diese intrazellulare Sauerstoffumlagerung von einem Moleküle zu dem anderen ebenso wie die Sauerstoffumlagerung innerhalb eines Moleküls beweist, wie scharfsinnig der von PFEFFER[1]) auf Grund der Auseinandersetzungen PFLÜGERs[2]) angewendete Ausdruck „intramolekulare Atmung" war. Der absorbierte Luftsauerstoff muß ebenfalls einer ganzen Reihe der intrazellularen Reduktions- und Oxydationsprozesse unterliegen, bis er schließlich wieder in Verbindung mit Kohlenstoff als Kohlensäure abgeschieden wird. In meinen unter Anwendung des selenigsauren Natriums ausgeführten Versuchen wurde das Zymin bei vollem Luftzutritt belassen, doch benutzte es nicht den Luftsauerstoff, sondern denjenigen des selenigsauren Natriums. Auch lebende Hefe erzeugt Alkoholgärung bei vollem Luftzutritt[3]). Auf den ersten Blick scheinen diese Tatsachen der PASTEURschen Anschauung „Gärung ist Leben ohne Sauerstoff" zu widersprechen: in Wirklichkeit sprechen aber die mit selenigsaurem Natrium und ebenso die mit lebender Hefe ausgeführten Versuche gerade zugunsten der PASTEURschen Theorie. Die Sauerstoffabsorption wird nicht einzig und allein dadurch bedingt, daß sich der betreffende

---

[1]) PFEFFER, Landw. Jahrbücher. 1878, S. 805.

[2]) PFLÜGER, PFLÜGERs Archiv X. S. 251, 1875.

[3]) IWANOWSKI, Mémoires de l'Acad. de St. Petersbourg. LXXIII. Heft 2, 1894.

Organismus in einer sauerstoffhaltigen Atmosphäre befindet; es bedarf noch der die Sauerstoffabsorption bewirkenden Faktoren. Wie die CO_2-Assimilation nicht nur durch die Anwesenheit der Kohlensäure in der Luft, sondern auch durch Chlorophyll bedingt ist, ebenso sind für Sauerstoffassimilation Oxydase und Atmungschromogen unentbehrlich. In der Hefe vermochte ich aber kein Chromogen zu finden. Meine Versuche, Oxydasen in verschiedenen Hefearten nachzuweisen, ergaben im allgemeinen negative Resultate[1]). Auch BACH[2]) behauptet, daß in der Hefe keine Peroxydase enthalten ist. Dieser Verfasser wies nach, daß die Tätigkeit des Zymins durch Peroxydase herabgedrückt wird. GRÜSS[3]) konnte nur Spuren der Oxydase in der Hefe nachweisen. Die scheinbar so eigenartige Fähigkeit der Hefe, Alkoholgärung bei vollem Luftzutritt hervorzurufen, ist einfach dadurch erklärlich, daß Hefe nur über sehr unbedeutende Mengen der Oxydationsenzyme verfügt.

Der PASTEURsche Satz könnte also in folgender Weise erweitert werden: Die Gärung ist ein Leben ohne Sauerstoff, das dadurch bedingt ist, daß entweder kein Sauerstoff im umgebenden Gasmedium vorhanden ist, oder die die Sauerstoffabsorption bewirkenden Faktoren fehlen.

Mit Hilfe des selenigsauren Natriums kann man den Unterschied zwischen den typischen Gärungserregern und den aeroben Organismen scharf hervorheben. Wasserlösungen des selenigsauren Natriums werden vom Zymin sowohl bei Sauerstoffabschluß, als auch bei vollem Sauerstoffzutritt zerlegt unter Abscheidung des roten Niederschlags des metallischen Selens. Die durch Chloroform abgetöteten Weizenkeime spalten dagegen selenigsaures Natrium nur bei Sauerstoffabschluß; beim Umrühren und beim Luftzutritt findet gar keine Spaltung des selenigsauren Natriums statt; in diesem Falle erhält man nur eine dunkelbraune Lösung des oxydierten Chromogens.

Auch bei Samenpflanzen ist Alkoholgärung bei vollem Luftzutritt möglich, wie es durch unsere gemeinsam mit KOSTYTSCHEW[4]) ausgeführten Versuche nachgewiesen wurde. Lebende Weizenkeime und lebende Erbsensamen bewirken eine Alkoholbildung nur

---

1) PALLADIN, Mémoires de l'Académie des sciences de St. Petersbourg. sér. VIII, t. 20, No. 5, S. 60, 1907.

2) A. BACH, Chemische Berichte 1906, S. 1664.

3) GRÜSS, Wochenschrift f. Brauerei 1899, S. 522. 1901, S. 310.

4) PALLADIN und KOSTYTSCHEW, Zeitschrift f. physiologische Chemie, Bd. 48, S. 214, 1906.

bei Sauerstoffabschluß. Durch Abtöten der genannten Objekte mittels niederer Temperatur wird aber ein noch nicht näher zu präzisierender Zusammenhang zwischen den aeroben und den anaeroben Prozessen gestört: infolgedessen findet Alkoholbildung bei vollem Luftzutritt statt, obschon in den genannten Objekten eine große Menge der Peroxydase enthalten ist.

St. Petersburg, Pflanzenphysiologisches Institut der Universität.

44. W. Palladin: Über die Bildung der Atmungschromogene in den Pflanzen.

(Eingegangen am 5. Juni 1908.)

Nachdem ich in der vorstehenden Arbeit[1]) die große Verbreitung der Atmungschromogene im Pflanzenreiche dargetan habe, ist es notwendig geworden, die Bedingungen der Bildung und die chemische Struktur der Chromogene näher zu untersuchen. BORODIN[2]) hat nachgewiesen, daß Kohlenhydrate für die Atmung der Pflanzen unentbehrlich sind. Die Auseinandersetzungen KOSTYTSCHEWs[3]) zeigen ebenfalls, daß man gegenwärtig die Anschauung nicht mehr aufrecht halten kann, daß nur Eiweißstoffe als Atmungsmaterial dienen und daß Kohlenhydrate nur für die Regeneration der Eiweißstoffe aus deren Spaltungsprodukten verwendet werden. So habe ich[4]) z. B. bereits vor einigen Jahren nachgewiesen, daß die Eiweißstoffe für die Atmung unzureichend sind, wie groß auch deren Menge sein mag. Etiolierte Blätter von *Vicia Faba* enthalten große Mengen der Eiweißstoffe, aber keine Kohlenhydrate und atmen schwach. Nach der Ernährung mit Saccharose vergrößert sich aber die Atmungsenergie der Bohnenblätter in ganz auffallender Weise. Da nun der Atmungsprozeß auf Grund der neuerdings bekannt gewordenen Tatsachen[1]) als ein höchst komplizierter Vorgang und zwar als eine Summe enzymatischer Prozesse anzusehen ist[2]), so ist eine ausführliche Erforschung des Einflusses der Kohlenhydrate auf einzelne den Atmungsprozeß bildende Faktoren geboten. Zweck der vorliegenden Abhandlung ist die Untersuchung der Frage, ob und in welcher Weise die Bildung der Atmungschromogene durch künstliche Kohlenhydratzufuhr beeinflußt wird. Behufs Lösung dieser Aufgabe wurden folgende Versuche ausgeführt.

---

[1]) PALLADIN, Diese Berichte, 1908, S. 378.

[2]) BORODIN, Physiologische Untersuchungen über die Atmung beblätterter Sprosse, St. Petersburg 1876 (russisch).

[3]) KOSTYTSCHEW, Untersuchungen über die anaerobe Atmung der Pflanzen, St. Petersburg 1907 (russisch).

[4]) PALLADIN, Revue générale de botanique t. 5, p. 448, 1893.

Versuch I.

Am 19. Mai d. J. wurden junge Blätter von *Rumex Patientia* in drei gleiche Portionen zu je 5,5 g geteilt (die Blattstiele und Mittelrippen wurden entfernt und die Blattspreiten in mehrere kleine Stücke zerschnitten). Eine Portion wurde in einer flachen Schale auf Wasser, eine andere auf 20proz. Saccharoselösung gelegt und beide Portionen wurden im Verlaufe von 4 Tagen in Dunkelheit belassen. Die dritte Portion wurde mit 100 ccm destilliertem Wasser versetzt, gekocht und filtriert. Ein bestimmtes Volumen des Filtrates wurde mit Meerrettichperoxydase und Wasserstoffsuperoxyd behandelt. Es bildete sich ein Pigment, dessen Farbe notiert wurde. Die beiden Versuchsportionen wurden nach Ablauf von 4 Tagen ebenfalls mit je 100 ccm Wasser gekocht. Die Blattstücke der Wasserportion waren grün, diejenigen der Saccharoseportion waren aber meistens rot gefärbt. Gleiche Mengen der Filtrate der beiden Versuchsportionen wurden mit gleichen Mengen der Peroxydase und des Wasserstoffsuperoxyds versetzt. Andere Portionen der Filtrate wurden außerdem mit Essigsäure bzw. mit Soda behandelt. Es ergab sich, daß die Zuckerportion bedeutend mehr Chromogen enthielt als die Wasserportion. Nach den Tabellen von SACCARDO[3]) berechnet, entsprach die Färbung des Pigmentes der Zuckerportion — 19 Latericius, während die Färbung des Pigmentes der Wasserportion ungefähr — 21 Aurantiacus entsprach. Erst nachdem die Pigmentlösung der Zuckerportion mit zwei Volumina Wasser versetzt worden war, nahm sie dieselbe Färbung an wie die Wasserportion. Die

---

[1]) PALLADIN, Zeitschr. f. physiol. Chemie, Bd. 47, S. 407, 1906. Diese Berichte 1905, S. 240, 1906, S. 97; STOKLASA, ERNST und CHOCENSKY, Zeitschrift f. physiol. Chemie L. S. 303, 1907.

[2]) PALLADIN, Atmung der Pflanzen als Summe enzymatischer Prozesse. Siebenter internationaler Physiologenkongreß, Heidelberg, 13.—16. August 1907.

[3]) SACCARDO, Chromotaxia seu nomenclator colorum. 2. editio. 1894.

Menge des Pigmentes war in der Wasserportion etwas geringer als in der Kontrollportion. Durch Zuckerzugabe wird also die Menge des Atmungschromogens bedeutend vergrößert. Auch habe ich folgendes beobachtet: die Blätter der Wasser- und der Kontrollportion blieben nach dem Kochen grün, diejenigen der Zuckerportion wurden aber gelb. Die Ernährung mit Zucker vergrößert also die Azidität der Blätter.

Versuch 2.

Am 17. Mai wurden junge Blätter von *Rumex Patientia* in zwei gleiche Portionen geteilt, in kleine Stücke zerschnitten und in zwei flachen Schalen auf 20proz. Saccharoselösungen gelegt. Die eine Portion wurde in Dunkelheit, die andere im Lichte aufbewahrt. Nach 7 Tagen waren die Blätter der Lichtportion bedeutend roter als die in Dunkelheit aufbewahrten; die Menge des Chromogens war auch tatsächlich größer in den Blättern der Lichtportion, doch war der Unterschied nicht sehr beträchtlich.

Versuch 3.

Am 14. Mai wurden junge Blätter von *Rumex Patientia* in kleine Stücke zerschnitten und auf 20proz. Saccharoselösung im Lichte gelegt. Nach 7 Tagen wurde die Saccharoselösung durch eine 25proz. frische Lösung ersetzt. Nach 10 Tagen färbten sich die meisten Blattstücke hochrot. Infolge der großen Azidität hat sich das nach dem Kochen erhaltene und mit Peroxydase und Wasserstoffsuperoxyd behandelte Filtrat nur schwach gefärbt (25 Luteus); doch färbten sich andere mit Natriumkarbonat neutralisierte Portionen dunkelbraun (20 Badius). Es wurde auch in all den oben beschriebenen Versuchen die Beobachtung gemacht, daß die Ernährung der Blätter mit Saccharose nicht nur Vergrößerung der Chromogenmenge, sondern auch das Erscheinen eines roten Pigmentes in den Zellen der Oberfläche hervorruft. Diese Tatsache kann in der Weise gedeutet werden, daß durch Zuckerzugabe die Atmungsenergie so gesteigert wird, daß ein Teil des oxydierten Chromogens nicht momentan wieder reduziert werden kann.

Im Anfang des Frühlings fällt es gleich auf, daß junge Sprosse mancher Pflanzen rot oder violett gefärbt sind. Diese Sprosse atmen sehr energisch und enthalten große Mengen der Kohlenhydrate, deshalb können die Pigmente der genannten Objekte nicht momentan wieder zu farblosen Chromogenen reduziert werden. Wie in meinen unter Zuckerzugabe ausgeführten Versuchen, so auch im

Frühling wird die Produktion der Pigmente durch Licht befördert. Rote und violette Frühlingsfärbung junger Sprosse ist also eine Atmungsfärbung.

Die Bildung roter Pigmente in Blättern bei Zuckerernährung ist bereits früher Gegenstand der eingehenden und interessanten Untersuchungen OVERTONs[1]) gewesen, der die Pigmentbildung bei vielen Pflanzen beobachtete. Der genannte Forscher hat festgestellt, daß für Pigmentbildung nicht nur Anwesenheit des Zuckers, sondern auch niedere Temperatur von Bedeutung ist. Während bei den Talpflanzen nur im Frühling Rotfärbung auftritt, ist in den Alpen, wie OVERTON hervorhebt, auch im Hochsommer Rotfärbung verbreitet. Der Einfluß der niederen Temperatur ist nach OVERTON dadurch erklärlich, daß die Produkte der CO_2-Assimilation bei niederer Temperatur langsamer auswandern, wodurch der Zuckergehalt der Blätter gesteigert wird. Außerdem muß auf Grund meiner Theorie vorausgesetzt werden, daß bei niederer Temperatur Oxydationsprozesse wohl möglich sind, Reduktionsprozesse aber gehemmt werden, was eine Anhäufung des Pigmentes zur Folge hat.

Im Herbst bildet sich wieder rotes Pigment, wodurch die Vegetation bunt gefärbt wird. OVERTON schreibt: „Gerade im Ober-Engadin, wo ich mich während einiger Wochen aufhielt, erreicht die herbstliche Färbung eine Pracht, welche weder Worte zu schildern noch Pinsel zu malen vermögen“[2]). Die Ursache davon liegt sowohl in der niederen Temperatur, als in den eintretenden Prozessen des Absterbens, die von einem Überwiegen der Oxydationsvorgänge begleitet sind; infolgedessen wird eine Oxydation der Atmungschromogene zu den Pigmenten eingeleitet[3]). MARCEL MIRANDE[4]) hat in den durch verschiedene Insekten im Parenchym erzeugten Gängen eine Bildung des roten Pigmentes beobachtet, die von der verstärkten Tätigkeit der Oxydasen in beschädigten Geweben herrührte. OVERTON setzt voraus, daß rote Pigmente als Produkte einer Oxydation anzusehen sind. Die Bildung des Anthocyans ist nach der Meinung von BUSCALIONI und POLLACCI[5]) ein Resultat der Oxydasenwirkung.

---

[1]) E. OVERTON, Beobachtungen und Versuche über das Auftreten von rotem Zellsaft bei Pflanzen: PRINGSHEIMS Jahrbücher für wissensch. Botanik, Bd. 23, 1898, S. 171.

[2]) OVERTON l. c. S. 172.

[3]) TSWETT hat Chromogene in herbstlichen Blättern aufgefunden. (Berichte d. deutsch Bot. Gesellsch. Bd. 26a, 1908, S. 94.)

[4]) MARCEL MIRANDE, Comptes rendus, t 145, 1907, S. 1300.

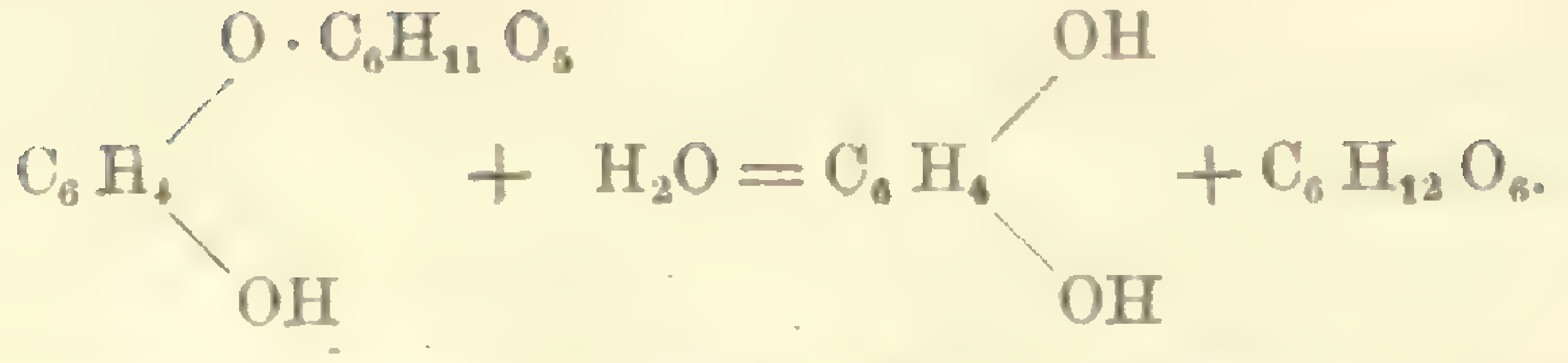
[5]) L. BUSCALIONI e G POLLACCI, Atti dell' Instituto botanico di Pavia, B. 8, 1904, S. 135.

Die Atmungspigmente können freilich verschiedenartig zusammengesetzt sein, auch wenn sie gleichartig gefärbt sind. So faßt man z. B. im Begriff Anthocyan eine Gruppe verschiedenartiger Pigmente zusammen. Gegen diese Verallgemeinerung hat sich bereits OVERTON ausgesprochen: „Ich glaube, daß, wenn man die Zahl der verschiedenen Farbstoffe, welche bei der Rot- und Blaufärbung des Zellsaftes, der verschiedenen Blüten, Blätter und Früchte beteiligt sind, auf zirka ein Dutzend schätzt, man diese Zahl eher zu niedrig als zu hoch taxiert[1].“ Auch sind keine Gründe vorhanden zu der Annahme, daß die genannten Pigmente Abbauprodukte des Chlorophylls sind. „Durch den Nachweis, daß in sehr vielen Fällen der rote Farbstoff in den Epidermiszellen lokalisiert ist, und daß gerade diese Zellen bei den meisten Pflanzen kein Chlorophyll enthalten, und durch den weiteren Nachweis, daß in vielen Pflanzenzellen neben rotem Zellsaft völlig unveränderte Chlorophyllkörner bestehen, hat MOHL der Hypothese, daß das rote Pigment des Zellsaftes durch eine chemische Umwandlung des Chlorophylls entsteht, jede tatsächliche Basis benommen, was freilich nicht verhinderte, daß diese Hypothese noch lange Anhänger zählte[2].“

Die vorstehend beschriebenen Versuche und ebenfalls diejenigen OVERTONs ergaben, daß verschiedene Zuckerarten ein Material darstellen, aus welchem verschiedenartige Atmungschromogene gebildet werden. Auch Glukoside können wahrscheinlich als Material für die Bildung der Chromogene dienen, wie es auch OVERTON[3]) vermutete. Zugunsten dieser Voraussetzung spricht der Umstand, daß die meisten pflanzlichen Glukoside[4]) Verbindungen verschiedener Zuckerarten mit aromatischen Stoffen sind; nach den gegenwärtig bekannten Tatsachen sind auch Atmungschromogene nichts anderes als aromatische Verbindungen. Die aromatischen Spaltungsprodukte der Glukoside liefern bei der Oxydation verschiedene Pigmente. Es ist wohl möglich, daß die bei der enzymatischen Spaltung der Glukoside in den Pflanzen entstehenden einfacheren aromatischen Verbindungen direkt als Atmungschromogene fungieren. Als Beispiel kann das in vielen Pflanzen enthaltene Arbutin dienen. Sowohl Emulsin als auch verdünnte Säuren spalten das Arbutin zu Glukose und Hydrochinon.

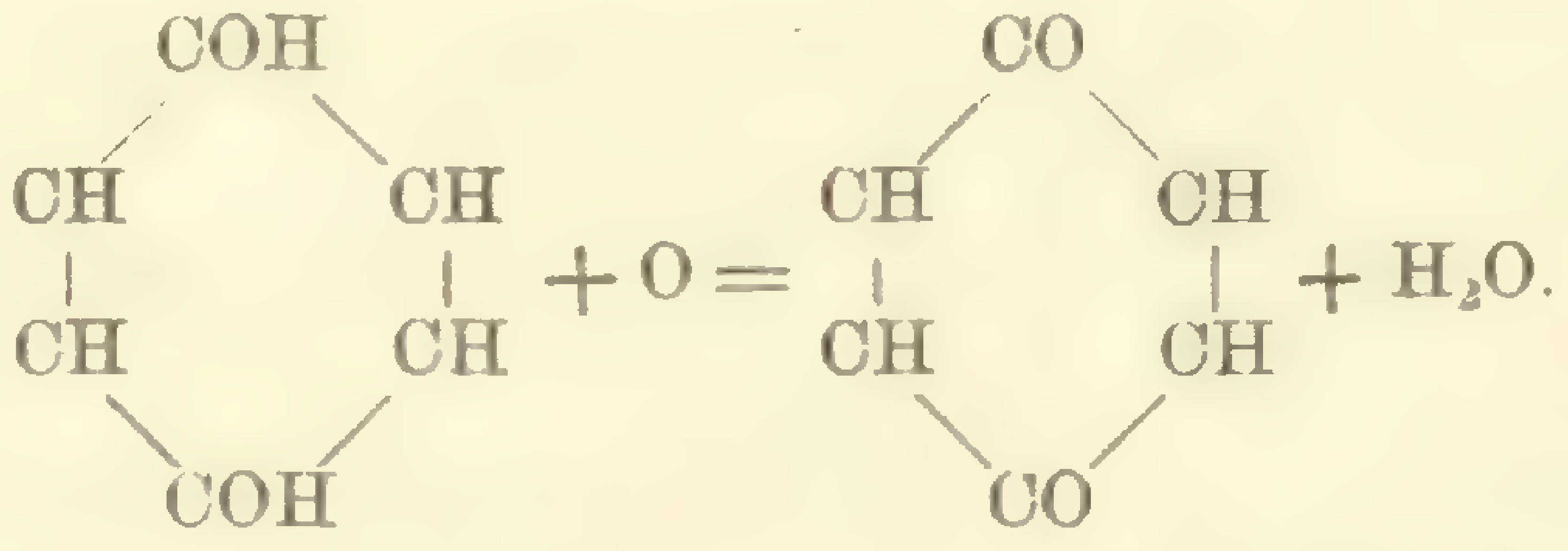
---

1) OVERTON, l. c. S. 223.
2) OVERTON, l. c. S. 227.
3) OVERTON, l. c. S. 220, 222.
4) VAN RIJN, Die Glukoside, 1900.



$$C_6H_4(O \cdot C_6H_{11}O_5)(OH) + H_2O = C_6H_4(OH)(OH) + C_6H_{12}O_6.$$

Hydrochinon, das aromatische Spaltungsprodukt des Arbutins, wird schon längst als Reagens auf Oxydasen angewendet, indem es leicht zu Chinon oxydiert wird, wodurch sich die Lösung rot färbt.



Andere komplizierter gebaute Glukoside werden wahrscheinlich auch komplizierter gespalten, bis schließlich ein Atmungschromogen entsteht. So ist z. B. Indigotin $C_{16}H_{10}N_2O_2$ ein aromatisches Abbauprodukt des Indikans in abgetöteten Pflanzen.

Es ist wohl möglich, daß in lebenden Pflanzen keine Bildung des weißen Indigos stattfindet, indem nur einfachere aromatische Produkte als Atmungschromogene dienen; danach ist die Voraussetzung nicht unwahrscheinlich, daß sich zwischen den verschiedenen Atmungschromogenen derselbe genetische Zusammenhang geltend macht, wie zwischen Stärke und Glukose.

St. Petersburg, Pflanzenphysiologisches Institut der Universität.

45. J. M. Schneider: Der Öffnungsmechanismus der Tulipa-Anthere.

(Vorläufige Mitteilung)

(Eingegangen am 5. Juni 1908.)

Die letzten größeren Arbeiten über die Ursachen der Antherenöffnung wurden von COLLING[1]) und von STEINBRINCK[2]) geliefert.

---

1) COLLING, Das Bewegungsgewebe der Angiospermen-Staubbeutel Berlin 1905

2) STEINBRINCK, Über Schrumpfungs- und Kohäsionsmechanismen von Pflanzen. Biologisches Zentralblatt, 1906.

COLLING kam wie früher BRODTMANN[1]) und SCHWENDENER[2]) zum Schluß, daß die Öffnungsbewegung der Antheren erst nach Verschwinden des Füllwassers beginne und daß das bekannte sogenannte Kohäsionszucken — nach COLLING ausgenommen bei *Tacca macrantha* und *Sagittaria natans* — gänzlich fehle. Ferner brachte COLLING, nebst BRODTMANN, Gründe vor, welche auch von anderer Seite her die von STEINBRINCK postulierte „elastische Entfaltung“ als unmöglich dartun sollten. COLLINGs Ergebnisse stellen also die Antheren ebenfalls als hygroskopische Mechanismen dar. SEINBRINCK beharrte jedoch entschieden auf seinen gegenteiligen Ansichten und suchte seine früheren Beweise durch neue Versuche zu verstärken.

Schon bevor COLLINGs Publikation erfolgte, legte Professor URSPRUNG mir nahe, durch eingehende Untersuchungen ebenfalls einen Beitrag zur vielumstrittenen Lösung des Antherenproblems zu liefern. Als ich mich an die Arbeit machte, kamen mir gleich anfangs *Tulipa*-Antheren in die Hände. Da diese schon oft Gegenstand diesbezüglicher Forschungen gewesen waren, glaubte ich, sie bald wieder weglegen und zu anderen Arten übergehen zu können. Es ergab sich jedoch wider Erwarten bei der Untersuchung sowohl in anatomischer als in physiologisch-physikalischer Hinsicht so manches Neue, daß die eingehende Darstellung desselben eine besondere Abhandlung nötig macht, die bald an anderer Stelle erscheinen wird. In gegenwärtiger Mitteilung sei es mir gestattet, die wichtigsten Resultate kurz zusammenzufassen.

I. Anatomisches.

a) Fasersysteme. Größe, Richtung und Schichtzahl der Faserzellen wechseln in der gleichen Anthere bedeutend und ohne durchgreifende Regel. Danach wird auch die Schnelligkeit der Entleerung der Zellen und die Stärke und Richtung eventueller Kohäsionskontraktionen variieren. Zeichnungen und Messungen wird die ausführliche Abhandlung bringen.

b) An die Rißlinie grenzt ein mehrschichtiges Gewebe, das aus faserlosen, dünnwandigen Zellen besteht. Die entsprechendste Bezeichnung für dasselbe ist wohl Nathparenchym.

---

[1]) BRODTMANN, Über die Funktion der mechanischen Elemente beim Farnsporangium und bei der Anthere. Erlangen, 1898.

[2]) SCHWENDENER, Über den Öffnungsmechanismus der Antheren. Sitzungsberichte der Königl. preuß. Akademie der Wissenschaften zu Berlin, 1899.

c) Abweichend von allen bisherigen Darstellungen fand ich, daß die Fasern in vielen Faserzellen nicht bloß an jenem Zellpol, der an das Tapetengewebe grenzt oder gegen dasselbe hingerichtet ist, anastomosieren, sondern an beiden Polen Anastomosen oder Faserplatten bilden. Diese Tatsache hat mich um so mehr überrascht, als die gewohnte Anschauung in leicht kontrahierbarer, faserfreier Zellmembran gegen die Epidermis zu einen ausschlaggebenden Grund für die Zurückkrümmung der Klappen beim Schwinden des Wassers erblickt. Man kann jene Tatsache in sicherer Weise feststellen, wenn man ein Klappenstück flach ausbreitet und die Zellen durch die Epidermis hindurch, welche gegen das Objektiv zu liegen muß, betrachtet. Die Fältelungen der Cuticula erschweren freilich diese Untersuchung, aber bei gutem Licht und richtiger Abblendung gelangt man trotz der großen Schwierigkeit zum Ziel, so daß man unter Benutzung eines Prismas den Verlauf der Fasern, wenn auch nicht bei jedem Stück an allen Stellen, nachzeichnen kann. Ich untersuchte manche Stücke in Wasser, also ungeschrumpftes Material. — Da SCHINZ, STEINBRINCK, SCHWENDENER usw. die Zellen mit Faserkreuzung an einem und faserfreier Membran am anderen Pol „Griffzellen“ oder „Sternzellen“ nennen, so bezeichne ich die Zellen mit Faserkreuzung oder Faserplatten an beiden Polen mit dem Namen Doppelsternzellen — „Doppelgriffzellen“ wäre für ein geschlossenes Fasersystem offenbar eine unrichtige Bezeichnung. Solche Doppelsternzellen sah ich auch im fibrösen Antherengewebe anderer Arten.

d) Übereinstimmend mit COLLING zählte ich in den inneren Zellschichten mehr Fasern als in der äußersten.

e) Konz. Schwefelsäure löst einige Teile der Fasern auf, andere dagegen nicht. Nach wiederholt erneutem Zusatz von $H_2 SO_4$ hat man eine Menge Bruchstücke von Faserbogen vor sich. Die Fasern sind also nicht in ihrem ganzen Verlaufe chemisch homogen; sie brauchen somit auch nicht in ihrem ganzen Verlaufe die gleiche Imbibitions- resp. Schrumpfungsfähigkeit zu besitzen, d. h. die Annahme einer solchen Gleichheit ist hinfällig, falls sie nicht eingehend bewiesen wird.

f) Prüfungen mit Phloroglucin und Salzsäure ergaben, daß auch viele dünne Membranen, nicht nur Fasern, verholzt sind.

II. Physiologisch-Physikalisches.

In der Überzeugung, daß die methodische Untersuchung der Ursachen einerseits des Aufspringens oder Aufreißens geschlossener Staubbeutel und andererseits des erstmaligen oder wiederholten Zurückkrümmens der Klappen scharf voneinander getrennt und spezialisiert werden müsse[1]), um einwandfreie Resultate zu liefern, was oft übersehen wurde, betone ich, daß die hier folgenden Ergebnisse sich auf Versuche an vertrockneten und wieder benetzten Antheren beziehen, wo nichts anderes bemerkt ist, und in erster Linie nur die Fragen betreffs der Zurückkrümmung der Klappen berücksichtigen.

a) Nach mehreren Autoren wäre festzuhalten, daß die Epidermis bei der Öffnungsbewegung der Antheren sich durchaus passiv verhält. Ich machte viele Versuche mit verschieden großen Streifen bloßer Epidermis teils von frischen, teils von wiederbenetzten Antheren. Diese Streifen rollten sich schon im nassen Zustande und noch mehr beim Vertrocknen in einer der Zurückkrümmung der Klappen entgegengesetzten Richtung zusammen. Die Epidermis setzt demnach der Zurückkrümmung aktiven Widerstand entgegen, den die Faserzellschichten überwinden müssen.

b) Die Tapetenreste verhalten sich neutral.

c) Das Vorkommen von Kohäsionszuckungen bei *Tulipa* wurde bisher allgemein verneint. Sie können indes bei Anwendung mittelscharfer Objektive sowohl an einzelnen Zellen als bei ganzen Querschnitten leicht konstatiert werden, besonders wenn man ein Mikrometerokular benützt. Diese Zuckungen sind klein und sie können sich infolge der sehr ungleichen Größe, Schichtzahl und Richtung der Zellen nie für die ganze Klappe summieren.

d) Die den Zuckungen vorausgehenden Kohäsionskontraktionen vermögen einzelne Zellen erheblich zu verschmälern, können sich aber im ganzen Gewebe der Klappe nicht derart summieren, daß sie einen entscheidenden Einfluß auf die Zurückkrümmung der Klappe erlangen.

e) Die Zurückkrümmung der Klappen wird durch die hygroskopische Kontraktion bewirkt. Beweisende Messungen der

---

[1]) Die gleiche Ansicht bei SCHRODT: Zur Öffnungsmechanik der Staubbeutel. Berichte der deutsch. Bot. Ges. 1901. — Siehe dazu STEINBRINCK: Zum Öffnungsproblem der Antheren. Ebendaselbst 1901. — Eine Stellungnahme zu den bezüglichen Resultaten gehört jedoch nicht in diese Arbeit.

Größe und der Dauer der kohäsiven und der hygroskopischen Kontraktionen wird meine größere Arbeit verzeichnen.

f) Falls das Plasma oder der Zellsaft größere Adhäsions- und Kohäsionskraft besitzt als bloßes Wasser, so ist die Kohäsionswirkung in erstmals vertrocknenden Antheren selbstverständlich größer als in nur wasserdurchtränkten Antheren.

g) BRODTMANN[1]) bemerkte, daß „heute (a. 1898) wohl niemand mehr der Ansicht ist, daß die Fasern beim Schrumpfen sich aktiv bewegten". Diese Verneinung der hygroskopischen Bewegung der Fasern ist seit manchen Jahren ganz feststehend geworden. Sie ist jedoch nicht gerechtfertigt. Eine große Menge Messungen bewies mir, daß die Faserbogen, die sich vollständig frei von dünner Membran und ohne zu kleben auf dem Objektträger fanden, beim Vertrocknen sich ganz beträchtlich stärker krümmen und bei Wiederbefeuchtung sich wieder flacher strecken. Beim Vertrocknen wird die Sehnenlänge der Bogen kürzer, die Pfeilhöhe größer – bei Wiederbenetzung umgekehrt. Die Fasern sind also hygroskopisch aktiv. Da ferner vollständige Ringe beim Vertrocknen kleiner werden, resp. der Durchmesser von Ringzellen auch parallel den Ringen sich verkürzt, so ist es klar, daß die betreffenden Fasern sich nicht bloß stärker krümmen, sondern wenigstens streckenweise sich verkürzen. Bei einigen anderen Fasersystemen nötigen die definitiven Ergebnisse der Vertrocknung zum gleichen Schluß.

h) Viele Messungen führten zur Feststellung der überraschenden Tatsache, daß die Fasern im nassen Zustande dünner sind als im trockenen, daß sie also beim Vertrocknen dicker werden. Abgesehen von den Schlüssen, zu welchen diese interessante Erscheinung bezüglich des inneren Baues der Fasern Anhaltspunkte bietet, folgt aus ihr, daß eine Zellwand z. B. mit vier Fasern durch das Vertrocknen weniger verkürzt wird (quer zu denselben) als eine gleichgroße Zellwand, deren dünne Membran mit weniger Fasern belegt ist. Hinsichtlich der dünnen Membranen bestätigten nämlich die Messungen und die Beobachtungen der Spannungsverhältnisse und Faltungen die bisherige Ansicht, daß die Vertrocknung ein Schrumpfen derselben bewirkt.

i) STEINBRINKs Theorie der „elastischen Entfaltung" und neue Versuche werden in meiner ausführlichen Arbeit eingehend berücksichtigt.

---

[1]) Über die Funktion der mechanischen Elemente beim Farnsporangium und bei der Anthere. Erlangen. 1898.

46. C. Steinbrinck: Über den Kohäsionsmechanismus der Roll- und Faltblätter von Polytrichum commune und einigen Dünengräsern.

(Eingegangen am 15. Juni 1908.)

I. Über die prinzipielle Zulässigkeit der Kohäsionstheorie für Pflanzenzellen.

Seit dem Jahre 1898 habe ich mich in einer ganzen Reihe von Mitteilungen, die größtenteils in den Berichten unserer Gesellschaft veröffentlicht sind, bemüht, die Verhältnisse klarzustellen, unter denen Kohäsionswirkungen in Pflanzenzellen zustande kommen. Das Wesen der beiden dabei in Betracht kommenden Vorgänge, die miteinander einen Kreisprozeß bilden, nämlich der Kohäsionsverkürzung oder Schrumpfelung und der nachträglichen elastischen Entfaltung oder Schwellung der Gewebe, habe ich auch in der „Physikalischen Zeitschrift“ (1901, Bd. II, S. 493 bis 496) in einem Referate auseindergesetzt und von einem Einspruch seitens der Physiker nichts erfahren; im Gegenteil ist mir von verschiedenen Autoritäten auf diesem Gebiete die prinzipielle Zustimmung ausgedrückt worden.

Von botanischer Seite wurde gegen die Zulässigkeit der Theorie an sich zuerst von BRODTMANN (Dissert. Erlangen 1898) der Einwand erhoben, es könne beim Wasserverlust eines Zellgewebes an den gemeinschaftlichen Wandungen von Nachbarzellen keine Verbiegung und Faltung als Folge von Kohäsionsspannungen auftreten, weil die Flächen dieser Wände von beiden Zellen her gleichen entgegengesetzt wirkenden Zugkräften ausgesetzt seien. Noch im Jahre 1905 nennt COLLING (Dissert. Berlin) im Eingang seiner Abhandlung S. 12 dieses Bedenken ein schwerwiegendes. Schließlich hat COLLING aber das Bestehen des Kohäsionsmechanismus wenigstens für einige der untersuchten Antheren anerkannt, und, der Macht der Tatsachen weichend, damit auch jenen prinzipiellen Einwand aufgeben müssen, ebenso wie den anderen, anfänglich außerdem noch erhobenen, daß durch den Kohäsionszug verbogene Wände nach dem Aufhören desselben (d. h. nach dem völligen Schwinden des Wassers aus den Zellräumen), nicht verkrümmt bleiben könnten, sondern wie bei den Farnsporangien zurückschnellen müßten.

Diejenigen aber, die immer noch an den Grundlagen der Theorie zweifeln, könnte die Durchmusterung von Querschnitten, die durch beliebige saftige Pflanzenteile in vertrocknetem Zustande geführt sind, eines besseren belehren.

Man lasse z. B. einen Blattstiel des gewöhnlichen Holunders mehrere Wochen eintrocknen (ev. im Vakuum) und betrachte dann dünne Querschnitte davon unter Xylol oder absolutem Alkohol. Man wird das ganze Gewebe: Epidermis, Parenchym und Kollenchym ohne zaghafte Rücksicht auf jene theoretischen Bedenken verbogen und zerknittert finden. Man kann sich an solchen Schnitten nach der Verdunstung des Alkohols bei Wasserzusatz auch sofort die Wirkung der elastischen Entfaltung vor Augen führen. Denn der Schnitt nimmt unter Ausglättung der Falten im Wasser nahezu seine ursprüngliche Ausdehnung im saftigen Gewebe wieder an. Endlich lasse man denselben Schnitt an der Nadelspitze von neuem eintrocknen und überzeuge sich, daß er bei bloßer Membranschrumpfung ohne Faltung nur eine sehr geringe Kontraktion erleidet, daß also die außerordentliche Volumverringerung des ganzen Blattstiels beim Vertrocknen nur auf Kohäsionszug oder Schrumpfelung beruhen kann. Dieser Vorgang konnte an unserem dünnen Schnitt nämlich deshalb nicht eintreten, weil seine Zellen durch das Messer größtenteils geöffnet waren. Ich wüßte nicht, was sich Stichhaltiges gegen diese einfache Argumentation einwenden ließe und verweise zur anschaulichen Klärung des Begriffes der elastischen Entfaltung nur noch auf den Vergleich, den ich im Biol. Zentralbl. 1906, Bd. XXVI, S. 675 und 676 zu diesem Zwecke herangezogen habe.

II. Über den Geltungsbereich der Kohäsionstheorie für lebende und tote Pflanzengewebe.

Zu verschiedenen Malen habe ich in meinen Publikationen darauf hingewiesen, daß die Kohäsionsverkürzung eine sehr allgemeinverbreitete Eigenschaft der Pflanzenzellen ist, vorausgesetzt, daß diese nicht zu derbwandig sind. Sie beschränkt sich demnach durchaus nicht auf die wenigen Mechanismen, die Sporen- oder Blütenstaub beim Absterben entlassen oder wie die Lebermooselaternen deren Entlassung fördern. Es kommt für die Theorie vielmehr ein weit ausgedehnteres Gebiet in Frage, das der Bearbeitung noch harrt und viele Einzelprobleme bietet. Es sind dies mancherlei Formänderungen und Bewegungen, die an lebenden Pflanzenorganen vorkommen und mit ihrem Wasserverlust zusammenhängen.

Besonders in meiner Mitteilung: „Zum Vorkommen und zur Physik der pflanzlichen Kohäsionsmechanismen“ (diese Ber. 1899, S. 174 und 175) und in einer späteren: „Zur Terminologie der Volumänderungen pflanzlicher Gewebe usw.“ (diese Ber. 1900, S. 217 ff.) habe ich auf allgemeine Gesichtspunkte, die hierbei in Betracht kommen, aufmerksam gemacht. Es ist dabei besonders hervorgehoben worden, daß die Ursache der eigenartigen Deformationen pflanzlicher Gewebe beim Wasserverlust unter Kohäsionszug nicht immer in dem Bau der Einzelzelle, d. h. in einem Wechsel verdickter und unverdickter Wandpartien, die derselben Zelle angehören, zu suchen sei, wie wir es etwa von den Farnsporangien her gewöhnt sind, sondern daß jene Formänderungen durch den Antagonismus verschiedenartiger Gewebselemente von ungleicher Festigkeit bedingt sein können. Diese Festigkeitsunterschiede brauchen aber nicht in der Form verschieden starker Verdickung augenfällig zum Ausdruck zu kommen: bei dem einschichtigen Blatt des Laubmooses *Rhynchostegium murale*, das sich wie viele andere Moosblätter bei Wasserverlust aufwärts einkrümmt, fand ich z. B. die opponierten Wandungen der Ober- und Unterseite ziemlich gleich dick (vgl. diese Ber. 1898, S. 100 und 101). Wahrscheinlich spielt auch hierbei die Membranstruktur eine wichtige Rolle, indem sie ja nicht nur die Lage der Schrumpfungsachsen, sondern auch die Festigkeitsverhältnisse nach den verschiedenen Richtungen bedingt. Gelegentlich eines Ber. uns. Ges. von 1903, S. 218 ff., habe ich diese Frage in einem Abschnitt: „Über Membranstrukturen im Dienste von Kohäsionsmechanismen“ kurz besprochen (S. 227). Wir werden weiter unten bei *Triticum* einen neuen Fall dieser Art kennen lernen.

Durch die vorstehend gekennzeichneten Erörterungen ist nun auch für mehrere schon früher behandelte Probleme ein neuer Gesichtspunkt eröffnet worden. Im Jahre 1882 hat nämlich TSCHIRCH eine Arbeit veröffentlicht: „Beiträge zur Anatomie und zum Einrollungsmechanismus einiger Grasblätter“ (PRINGSH. Jahrb. XIII, S. 544—568, mit Taf. XVI—XVIII). Sie bezieht sich vorzugsweise auf Gräser trockner Standorte, die TSCHIRCH kurz als Steppengräser zusammenfaßt und die dadurch ausgezeichnet sind, daß sie das Assimilationsgewebe ihrer Blattoberseite vor übermäßiger Transpiration schützen, indem sie das Blatt aufwärts zusammenfalten oder einrollen. Indem sich dieser Autor besonders auf S. 558—562 Rechenschaft darüber abzulegen sucht, wie an seinen lebenden Blättern Bewegungen als Folge von Wasserverlust vorkommen können, urteilt er S. 558: „Die Bewegung kann einmal durch Quellungserscheinungen[1]) der Membranen bestimmter Gewebepartien und sodann durch Turgeszenzänderungen der Zellen verursacht werden“ und fügt später S. 559 hinzu: „Ein drittes — scheint mir — gibt es in diesem Falle nicht.“ Nun ist aber nach TSCHIRCH S. 560: „Die Möglichkeit, der Mechanismus könne durch eine Änderung der Turgeszenzverhältnisse, besonders der grünen Zellen, bedingt sein, ausgeschlossen, und es bleibt nur die letzte Möglichkeit, daß es Quellungserscheinungen der Membranen sind, die dem Ein- und Aufklappen der Rinne zugrunde liegen.“ TSCHIRCH hat nun in einigen Fällen beobachtet, daß sich isolierte Tangentialstreifen des mechanischen Ringes, der sich an der Unterseite der Blätter hinzieht, beim Wasserverlust in gleichem Sinne und sogar noch viel intensiver krümmen als das ganze unverletzte Blatt, und daß sich diese Krümmung durch Wasser wieder rückgängig machen läßt. „Eine derartige Bewegung kann aber nur zustande kommen, wenn die inneren Bastzellschichten stärker quellbar sind wie die äußeren“ (S. 561). TSCHIRCH hat nun auch nach anatomischen Differenzen zwischen diesen Bastzonen gesucht und diese mehrmals in einer ungleichmäßigen Verholzung gefunden. „Da nun aber reiner Zellstoff ungleich stärker quellbar ist als ligninhaltige, sog. verholzte Membranen, so würde ich in dieser Erscheinung eine ausreichende Erklärung für die einseitige Krümmung und Streckung der Baststreifen erblicken, wenn es mir gelungen wäre, diese Differenz in allen Fällen anatomisch nachzuweisen“ (S. 562). Somit erklärt er selbst, nicht „zu vollständig befriedigenden Resultaten gelangt zu sein“ (S. 562). Wir werden später sehen, daß das Ergebnis darum unbefriedigend sein mußte, weil er eben stets mit dem damals noch selbstverständlichen Vorurteil: Tertium non datur operierte.

Auch die Blätter von *Polytrichum*-Arten schützen nun ihr Assimilationsgewebe gegen schädliche Verdunstung durch Einfalten des ganzen Blattes und Einrollen seiner Seitenränder[2]). Mit dieser Erscheinung hat sich ein Jahr nach TSCHIRCHs Publikation im ersten Band unserer Berichte S. 89–93 FIRTSCH beschäftigt. Er bewegt sich ganz in den Gedankenbahnen des Erstgenannten, schreibt also wegen des scheinbaren Fehlens einer anderen Möglichkeit die betreffenden Bewegungen der ungleichen Quellbarkeit zweier (getrennter) „Bastlagen“ im Blattnerven zu und beruhigt sich damit, daß er an diesen Bastzonen in der Tat eine ungleiche Färbung mit Chlorzinkjod hat erzielen können.

---

[1]) Wie aus dem Zusammenhang hervorgeht, meint TSCHIRCH hier Erscheinungen, die mit Unterschieden der Quellbarkeit zusammenhängen, also Schrumpfungsdifferenzen.

[2]) Von dem Andrücken der Blätter an das Stämmchen, das vielfach gleichzeitig geschieht, soll hier abgesehen werden. Es beruht auf denselben Ursachen.

Auch KERNER VON MARILAUN hat sich offenbar für die eben behandelten Fragen interessiert. Denn wir finden in seinem „Pflanzenleben“ 1888 Bd. I, S. 314—320 eine ziemlich eingehende Beschreibung der erwähnten Bewegungen bei Gras- und *Polytrichum*-Blättern mit einer Reihe anatomischer Abbildungen. Auch er ist der Ansicht, daß bei *Polytrichum* „dieselben Kräfte ins Spiel treten, welche das Zusammenfalten der Grasblätter bewirken“. Jedoch sei wahrscheinlich „der Mechanismus des Öffnens und Schließens nicht eine einfache Hygroskopizitätserscheinung“, weil abgestorbene Blätter des Widerthonmooses sich nicht wieder öffneten (S. 320).

Im vorigen Jahre hat sich dann LORCH auch mit „Bewegungen und Schrumpfungen von Laubmoosen durch Wasserverlust“ beschäftigt (Flora 1897, Bd. 97). Diese Arbeit ist mir bis jetzt noch nicht zugänglich gewesen. Nach einem Referat darüber in der Naturw. Rundschau (1907, S. 423—425) zu urteilen, hat aber LORCH immer noch den Sitz der Kraft in die Schrumpfung der Membranen verlegt, obwohl ich speziell für die Moosblätter mehrfach auf ihre Kohäsionswirkungen hingewiesen habe (vgl. diese Berichte 1898 S. 97 ff. und Flora 1903, Bd. 92, S. 108 ff.) Wenn der diesen Berichten zugemessene Raum hier auch kein ausführliches Eingehen auf die Moosblätter im allgemeinen gestattet, so werden doch hoffentlich auch meine kurzen Mitteilungen über *Polytrichum* am Schluß dieses Berichtes genügen, um LORCHs Ansicht darüber zu widerlegen.

Endlich hat ganz neuerdings HANNIG in unseren Berichten (1908 S. 151—167) eine Arbeit: „Über hygroskopische Bewegungen lebender Blätter bei Eintritt von Frost und Tauwetter“ veröffentlicht, in der er zwar die Kohäsionserscheinungen auch in Frage gezogen hat, jedoch, wie er glaubt, mit negativem Resultate, da „niemals eine Schrumpfelung der Zellhäute beobachtet werden konnte“ (S. 159). Sollten ihm aber bei verhältnismäßig geringen Graden der Deformation seiner Blätter nicht etwa die entsprechend geringen Formänderungen der Zellquerschnitte entgangen sein? Nach neuerer brieflicher Mitteilung Herrn Prof. HANNIGs hat er an anderen Pflanzen mit Trockenrollung der Blätter die Schrumpfelung in der Tat aufgefunden.

Wir sehen, es sind erst wenige Schritte auf diesem großen Gebiete getan. Mir selbst fehlt es durchaus an der nötigen Muße, um mich auf weitläufige Studien in dieser Beziehung einzulassen. Um aber die Wichtigkeit der neuen Anschauungsweise wenigstens an einigen Beispielen überzeugend darzutun, habe ich die heurigen Pfingsttage zu einer speziellen diesbezüglichen Prüfung der Blätter von *Polytrichum commune* und von zwei bei Lippstadt wildwachsenden (früher angesäten) „Steppengräsern", die sonst Dünenbewohner unserer Küsten sind, nämlich *Triticum iunceum* und *Ammophila (Psamma) arenaria* benutzt; und möchte im folgenden, unter möglichster Beschränkung des anatomischen Details, das ja aus den oben erwähnten Abhandlungen zu entnehmen ist, die Belege für ihren Kohäsionsmechanismus mitteilen.

III. Mechanismus des Rollblattes von *Triticum iunceum* und des Faltblattes von *Ammophila arenaria*.

Da die zum Teil über 1 cm breiten Blätter von *Triticum iunceum* ein weit bequemeres Objekt für die Nachuntersuchung darbieten, als die viel schmaleren Blätter der *Ammophila*, so wollen wir uns im Folgenden vorwiegend an *Triticum* halten; die Verhältnisse bei *Ammophila* sind, soweit physikalische Fragen in Betracht kommen, nicht wesentlich davon verschieden. Die Fig. 1, 2 und 3 auf S. 317 in KERNERs Pflanzenleben, Bd. I, 1888, die sich auf *Lasiagrostis Calamagrostis* beziehen, geben uns auch ein ungefähres anatomisches Bild des Baues von unserem *Triticum*blatte[1]), während die Figuren 4, 5, 6 der Seite 316 und 1, 2, 3 von S. 318 desselben Werkes geeignet sind, einigermaßen den anatomischen Bau des *Ammophila*-Blattes zu veranschaulichen, obschon sie sich auf 2 Spezies von *Festuca* beziehen. Als besonderes Charakteristikum aller dieser Grasblätter sei hier nur kurz die Eigentümlichkeit hervorgehoben, daß ihre Unterseite wie gewöhnlich glatt, ihre Oberseite aber mit zahlreichen Längsriefen besetzt ist, zwischen denen, im Grunde der Furchen und an deren Böschungen, sich in Längsrinnen das Assimilationsgewebe hinzieht. Bei *Ammophila* werden sowohl die genannten Riefen wie das Chlorophyllperenchym von der Epidermis der Unterseite durch einen zusammenhängenden Mantel mechanischer Fasern (des TSCHIRCHschen „Bastes") geschieden, während dieser bei *Triticum* unterhalb der Furchen durch das Chlorophyllgewebe in schmalen bis an die untere Oberhaut reichenden Streifen unterbrochen ist. Mitten durch die Riefen ziehen je ein von der Blattbasis zur Spitze verlaufendes Gefäßbündel, sowie zwei breite Streifen von mechanischen Zellen, die dieses Bündel sowohl mit dem Bastring der Unterseite als mit der Epidermis der Oberseite der Riefen in fortlaufendem Zuge verbinden. Bemerkenswert sind noch am Grunde der Furchen Streifen von farblosen safterfüllten zartwandigen Zellen, die TSCHIRCH Gelenkzellen genannt hat.

---

[1]) Besonders hervorzuheben ist aber, daß die Einrollung der *Triticum*blätter eine weit intensivere ist, als dies durch Fig. 1 S. 317 von *Lasiagrostis* dargestellt wird.

Nach dieser kurzen Orientierung über die für uns wesentlichsten Züge des anatomischen Baues suchen wir uns nun bei unseren physikalischen Beobachtungen möglichst an den Gang der oben skizzierten Ausführungen von TSCHIRCH anzuschließen.

1. Wir stellen von einem völlig wasserdurchtränkten und daher flach ausgebreiteten frischen *Triticum*-Blatte nicht zu dünne Querschnitte her und trennen auf dem Objektträger durch einen Schnitt mit dem Skalpell den „Bastmantel" mit der unteren Epidermis möglichst von dem Chlorophyllgewebe und den Riefen ab. Beim Austrocknen ziehen sich nun beide Teile in der Quere zusammen, aber nur der untere Streifen mit den mechanischen Fasern des „Bastmantels" und der unteren Epidermis rollt sich ein, und zwar gleichförmig mit dem unverletzten Blatte.

2. Wir legen nunmehr das Blatt, mit der Oberseite nach unten gewandt, auf den Objektträger und tragen von der morphologischen Unterseite Tangentialstreifen ab, die möglichst wenig von dem Parenchym, aber sämtlich die Epidermis der Blattunterseite enthalten. Ein jeder solcher Streifen rollt sich nun beim Wasserverlust durch Trocknen, und noch schneller bei Zusatz von absolutem Alkohol, in gleichem Sinne ein wie das lebende Blatt, aber in weitaus höherem Grade, so daß selbst millimeterbreite Streifen zu fadendünnen Röllchen umgestaltet werden.

3. Wir machen hierauf von diesen eingetrockneten Röllchen Querschnitte[1]) und betrachten sie mikroskopisch unter Xylol oder absolutem Alkohol. Man nimmt wahr, daß sowohl die Innenwände der Epidermiszellen als die der Querschnitte der Stereomfasern in hohem Maße verbogen sind. Dieses Ergebnis deutet entschieden

---

[1]) Um beim Schneiden Quetschungen der dünnen Röhrchen und Verzerrungen der Zellwände zu vermeiden, tut man am besten, wenn man die Röllchen mit Hilfe eines angeschmolzenen Stückchens Paraffin durch Beträufeln mit der Schmelzmasse an ein handliches größeres Paraffinstück anheftet. Von einer Gefahr, daß die Zellwände durch diese Einbettung in Paraffin deformiert werden, kann gar nicht die Rede sein. Wer dies fürchtet, möge die Röllchen von innen her etwa durch die eingeführte Spitze eines eingerollten *Triticum*blattes stützen. Bei genügender Geschicklichkeit erhält man dann auch klare Zellbilder.

auf eine Kohäsionswirkung. Wir suchen uns daher hierüber zu vergewissern, indem wir diese zunächst zu verhindern streben. Hierzu stehen uns zwei bequeme Wege zur Verfügung.

4. Das eine Verfahren ist analog einem in dieser Mitteilung, Abschnitt I S. 400, für den Blattstiel von *Sambucus nigra* angegebenen. Wir bringen nämlich zu den zarten Querschnitten des vorigen Versuches, nachdem sie aus alc. abs. ausgetrocknet sind, wieder Wasser, wodurch sie sich entrollen und ihre Zellen entfalten, und lassen sie dann an der Nadelspitze oder Skalpellschneide von neuem trocknen. Das Einrollen des ganzen Schnittes unterbleibt jetzt fast völlig, ebenso wie die Wandfaltung, weil die Zellen ja durchweg geöffnet waren.

5. Bei dem zweiten Verfahren, um die Kohäsionskontraktion auszuschließen, schlagen wir einen Weg ein, der früher schon bei *Selaginella* sporangien und Moosblättern benutzt worden ist (vgl. dies. Ber. 1902 S. 127 und Flora 1903, Bd. 92 S. 190 und 127). Es handelt sich darum, auch an großen Komplexen geschlossener Zellen die Beseitigung der Kohäsionswirkung durch möglichste Entfernung ihres Füllwassers zu erzielen. Der leitende Gedanke hierbei ist folgender. Wenn die getrockneten Röllchen bei Wasseraufnahme ihrer Membranen sich entfaltet haben, so enthalten anfänglich ihre Zellen im Inneren neben dem rasch eindringenden Wasser zum Teil noch Gasblasen, die wie in Moosblättern infolge der eingetretenen Luftverdünnung bei längerem Verweilen im Wasser rasch durch dieses verdrängt werden. Läßt man sie aber sofort nach der Entfaltung schnell wieder austrocknen, so kann sich die Kohäsionskontraktion nicht in ganz demselben Maße wieder geltend machen wie vorher. Wiederholt man dieses Verfahren mehrmals hintereinander, so wird die Kohäsionswirkung immer mehr eingeschränkt. Zur Abkürzung bringt man nach mehrmaliger Erneuerung dieser Prozedur die feuchten Gewebe zwischen zwei Blätter Löschkarton und belastet das Ganze mit einem Briefbeschwerer oder bequemer mit einem Fuß des Mikroskopstativs, bis sie trocken sind.

Behandelt man nun die Röllchen der Tangentialstreifen unserer Nr. 2 in dieser Weise, so konstatiert man nach dem Austrocknen das vollständige Fehlen jeder einwärts gerichteten Querkrümmung und jeder Faltung. Sie sind im Gegenteil in der Längsrichtung nach außen etwas gekrümmt. Dies ist die einzige Wirkung der reinen Membranschrumpfung. Wie sie zu erklären ist, werden wir weiter unten (S. 411) erfahren. Daß diese Erklärung richtig ist, erkennen wir aus der weiteren Behandlung dieser Versuchsobjekte.

6a) Wir bringen diese Objekte nämlich von neuem unter dem Mikroskop in Wasser und beobachten, wie ihre Zellen vollständig von dunkel umrandeten Gasblasen erfüllt sind, die ungemein langsam abnehmen. Der Ausschluß der Kohäsionskontraktion ist also tatsächlich erreicht worden.

6b. Wir lassen ferner von neuem austrocknen. Es tritt kaum eine Formänderung ein; die Membranschrumpfung ist also tatsächlich außerstande, die unter 2 und 3 angegebenen Deformationen hervorzubringen.

6c. Dieselben Objekte werden nunmehr für ca. 5—6 Stunden in einem größeren Quantum Wasser aufbewahrt, etwa in einem kleinen Reagenzgläschen. Sie schwimmen in den ersten Stunden an der Wasserfläche; dann sinken sie unter, ein Zeichen, daß das Wasser mehr und mehr in die Zellräume eingedrungen ist. Haben wir uns dann durch den mikroskopischen Befund überzeugt, daß sämtliche Zellen wieder mit Wasser gefüllt sind, so lassen wir unser Objekt bei schwächerer Vergrößerung (um ein größeres Feld zu übersehen) unter dem Mikroskop wieder trocknen. Es läßt sich nun deutlich konstatieren, daß sich das Gewebe wieder in der früheren Weise einrollt, ohne daß (abgesehen von Randpartien und vielleicht sonstigen vereinzelten Stellen) im Zellinnern Luftblasen auftreten. Auch nach dem völligen Trocknen verhält sich das Versuchsobjekt nunmehr wieder gerade so wie der ursprüngliche Span der Nr. 2 und 3, (sowie, wenn man will, auch der sämtlichen ferneren Nummern). Damit ist also der Kohäsionsmechanismus der gerollten Tangentialstreifen zweifellos konstatiert. Wir sehen hieraus, daß das Schlußverfahren von TSCHIRCH ein irriges war; es gibt eben außer den von ihm erörterten Möglichkeiten ein tertium, das er nicht in Betracht gezogen hat.

7. Durch unsere bisherigen Beobachtungen haben wir uns aber nur erst über die Ursache der **Kontraktion** orientiert. Wir wissen aber noch nicht, warum an jenen Streifen stets eine **Krümmung** in bestimmter Richtung eintritt. Wie wir oben mitgeteilt haben, hat TSCHIRCH hierfür eine chemische Differenz zwischen Holzstoff und Zellulose verantwortlich zu machen gesucht. Wir prüfen daher Blattquerschnitte mit Phloroglucin und Salzsäure. Dieses Reagens färbt sehr schnell und tief den Xylemring der Gefäßbündel, viel langsamer und manchmal auch gar nicht oder kaum die übrigen mechanischen Elemente, niemals die Außenwandung und die Radialwände der Epidermis von der Blattunterseite. Von einem Gegensatz zwischen Zellulose und Lignin im

Bastring ist also bei *Triticum* und *Ammophila* nichts zu merken. Auch besonders auffällige Differenzen im Maße der Wanddicke liegen nicht vor, dagegen sind die mechanischen Zellen, welche das Gefäßbündel mit dem mechanischen Ringe verbinden sowie die ihnen benachbarten Zellen desselben ganz erheblich weitlumiger als die Stereomfasern, die an die untere Epidermis anstoßen. Dieser Umstand kann sehr wohl beim Schrumpfeln eine stärkere Einfaltung der Innenschichten nach sich ziehen und somit die Hauptursache des Einrollens unserer abgelösten Streifen sein.

Aber es erscheint uns noch eine andere Tatsache vielleicht bedeutungsvoll, nämlich die ganz differente Membranstruktur der Epidermis- und der Faserwände. Während die letzteren nämlich die gewöhnlichen schiefen Poren und im polarisierten Licht die damit verbundene bekannte Farbenreaktion aufweisen, besitzen die Radialwände der Epidermiszellen, und zum Teil auch ihre Tangentialwandung, querovale oder rundliche Poren und im polarisierten Licht die entgegengesetzte Farbenreaktion wie die Fasern, und zwar in der Außenwand der Epidermis sogar auf dem Profil ihres radialen Längsschnittes; (die innere Tangentialwand der Oberhaut hat eine vermittelnde Färbung). Offenbar beruht auf dieser Struktur die auswärts gerichtete schwache Längskrümmung, die wir an den trockenen Geweben von Nr. 5 zum Schluß beobachtet haben (s. S. 406). Da diese Schrumpfungserscheinung für die Ökonomie des Blattes aber ganz belanglos ist, so haben wir die Bedeutung der abweichenden Struktur der Epidermiswand vielleicht darin zu suchen, daß die Festigkeit derselben in quertangentialer Richtung gesteigert werden soll. Denn die Einrollung unserer isolierten Gewebestreifen nach innen, d. h. nach der Oberseite des Blattes zu, wird doch wesentlich dadurch mitbedingt, daß die Außenwand der unteren Oberhaut der Längsfaltung möglichst widersteht, daß sie also in quertangentialer Richtung besonders druckfest gebaut ist. Möge dem aber sein wie ihm wolle, wir sehen, es fehlt nicht an anatomischen Eigentümlichkeiten, auf die wir die einseitige Krümmung unserer Gewebsstreifen bei dem Schrumpfeln zurückführen können.

8. Wenden wir uns nunmehr der wichtigsten Frage zu, ob denn das an den isolierten Tangentialstreifen des Gewebes der Blattunterseite konstatierte Krümmungsbestreben nun auch im unverletzten lebenden Blatte die Triebkraft seiner Bewegungen beim Wasserverlust ist oder ob noch andere Gewebe beteiligt sind. Wir überzeugen uns zunächst davon, daß die Stereomfasern und Epidermiszellen auch in lebenden Blättern, die sich durch Trocken-

heit stark eingerollt haben, noch großenteils wasserhaltig sind. Es geschieht dies, indem wir mit dem Rasiermesser abgetragene Tangentialstreifen von der konvexen Blattaußenseite sofort in Öl oder Kanadabalsam mikroskopisch untersuchen. Wenn wir dabei etwa nicht das ganze Gewebe blasenfrei, sondern je nach dem Grade der Austrocknung mehr oder weniger mit Gasblasen durchsetzt finden, so ist das nicht zu verwundern. Denn da bei der Einrollung des Blattes die festgebauten Riefen sehr bald aufeinanderstoßen und eine weitere Einkrümmung erschweren, so kann sich ja der Kohäsionszug in den mechanischen Zellen des lebenden Blattes bei weitem nicht so frei geltend machen, wie in den abgetrennten Gewebsstreifen unserer vorigen Versuche. Darum sind ja auch die Trockenkrümmungen der letzteren so außerordentlich viel intensiver als die des ganzen Blattes. Die Faserwand kann daher im lebenden Blatte dem Zuge des Binnenwassers nicht so ungehindert folgen; dieses wird zum Teil abreißen und so Anlaß zum Auftreten von Gasblasen geben. Daß auch solche blasenhaltigen Streifen aber immer noch sehr zahlreiche Elemente enthalten, die ganz mit Wasser erfüllt sind, können wir außer an dem mikroskopischen Befunde auch daran erkennen, daß sie sich beim weiteren Austrocknen in gleicher Weise zu dünnen Röllchen krümmen, wie die früher betrachteten Streifen, die vom wassergesättigten Blatte abgelöst waren.

9. Mit den bisherigen Resultaten stimmt überein, daß sich Querschnitte, die durch das wassergesättigte lebende Blatt gemacht sind, beim Austrocknen um so weniger einwärts krümmen, je dünner sie sind. Auf ganz dünnen Schnitten müssen ja die Stereomfasern sämtlich durch das Messer geöffnet sein. Auffällig ist dabei aber, daß die Einwärtskrümmung immerhin auch bei Schnitten, an denen man die Mitwirkung des Stereoms für ausgeschlossen annehmen kann, noch ziemlich erheblich ist. Prüft man nun die Zellenbilder an diesen Schnitten genauer, so findet man, daß namentlich die farblosen Gelenkzellen am Grunde der Furchen, aber auch die Wandungen des Chlorophyllparenchyms zum Teil stark verbogen sind. Bereits TSCHIRCH hat namentlich an den Gelenkzellen diese starken Verbiegungen bemerkt. In geringem Maße treten sie auch in seinen Zeichnungen noch hervor (vgl. Figg. 7, 9, 14, 17): er hat sie aber als passive Quetschungen und Zerrungen durch die Nachbargewebe aufgefaßt, wie das unzweifelhaft bei anderen Objekten und von anderen Autoren schon oft geschehen ist. Uns erscheinen sie nunmehr aber als diejenigen Kohäsionswirkungen, durch die jene mäßigen Krümmungen des ganzen

Blattquerschnittes aktiv hervorgerufen sind; wir schreiben diese leichte Krümmung somit der Schrumpfelung der Gelenkzellen und des Chlorophyllgewebes zu.

10. Wahrscheinlich müssen wir aber sogar diesen beiden letztgenannten Geweben am lebenden Blatte überhaupt in den ersten Stadien der Trockenkrümmung die Hauptrolle zuschreiben. Denn so stark auch die Schrumpfelung der Stereomfaserwände auf Querschnitten durch die trockenen Röllchen der abgelösten Tangentialstücke (s. Nr. 3, S. 405) hervortrat, so auffällig vermißt man sie auf Querschnitten durch lebende Blätter, selbst wenn diese stark eingerollt sind; wenigstens bei *Triticum iunceum*; bei ihm findet sie sich erst an sehr intensiv oder an gänzlich ausgetrockneten toten Blättern scharf ausgeprägt. Bei *Ammophila arenaria* tritt sie allerdings viel früher ein und ist schon bald nach der völligen Einfaltung klar ausgesprochen.

11. Wir gelangen somit bez. der Blätter von *Triticum iunceum* und *Ammophila arenaria* zu folgendem Schlusse als dem wahrscheinlichsten. Wenn ihre Blätter mehr Wasser verlieren, als ihnen durch die Wurzel zugeführt werden kann, so schrumpfelt zunächst das zartwandige Gewebe der Gelenk- und Chlorophyllzellen und bewirkt selbst durch Falten oder Einrollen des Blattes seinen Schutz vor übermäßiger Wasserentziehung durch Sonne und Wind. Da aber an den ursprünglichen Standorten dieser Pflanzen die Zeiten der Wasserarmut von außerordentlicher Dauer sein können, so haben die Chlorophyllzellen zur Erhaltung ihres Lebens den Wasserinhalt des Außengewebes als Schutz zur Verfügung. Sie zehren von ihm, und je mehr der Wasservorrat schwindet, um so mehr schließt sich durch die Schrumpfelung von Stereom und Epidermis, der Mantel derselben, soweit es irgend möglich ist, bergend über dem zarten Gewebe zusammen[1]). Vermutlich hilft die elastische Schwellung des Stereoms auch zur rascheren Aufnahme von Wasser in die Blattgewebe, wenn Regen niederfällt.

IV. Der Kohäsionsmechanismus des Blattes von *Polytrichum commune*.

An den Blättern unseres *Polytrichums*, wie an manchen anderen Arten derselben Gattung kann man, wenn Wassermangel eintritt.

---

[1]) Hiermit werden die ursprünglichen Vorstellungen, die sich VOLKENS im Jahre 1884 über die Bedeutung der dickwandigen Elemente xerophiler Pflanzen gebildet hatte, mit seinen späteren vereinigt (vgl. WESTERMAIER, D. wissenschaftl. Arb. des bot. Instituts Berlin 1888, S. 11).

dreierlei Bewegungen unterscheiden. Sind die Blätter vom Stämmchen abgelöst, so faltet sich erstens ihre Mitte, zweitens rollen sich die Seitenränder ein. Hat man das Blatt am Stämmchen belassen, so wird es außerdem aufrecht eng an dasselbe angedrückt. Biologisch sind alle 3 Erscheinungen leicht zu verstehen; die letztgenannte wollen wir aber hier bei unserer physikalischen Frage der Kürze halber außer acht lassen.

1. Von einem lebenskräftigen Pflänzchen nehmen wir ein lebhaft grünes frisches Blatt, lassen es trocknen und betten es in derselben Weise wie oben (S. 405, Anm. 1) angegeben in Paraffin ein. Dünne Querschnitte davon betrachten wir nun unter dem Mikroskop in Xylol. Wir finden das gesamte zartwandige Gewebe zerknittert, und selbst die Stereomfasern z. T. so verbogen, daß ihre ursprünglich rundlichen Lumina wurstförmig gekrümmt sind. Die weiteren Zellen des Mittelnerves (s. Fig. 14 Taf. II bei FIRTSCH, Ber. uns. Ges. Bd. I), die als „Deuter" bezeichnet werden und die anderen als „Durchlaßstellen" von FIRTSCH aufgefaßten, sowie die weiten an die Assimilationsleisten angrenzenden Zellen, sind im Lumen ganz besonders durch Faltung reduziert. Auch in den Blatträndern sind die Lumina der weiteren Zellen, die die untere Epidermis mit den Leisten der Assimilationszellen verbinden, durch die verbogenen Wände so eingepreßt, daß es bei oberflächlichem Hinsehen den Anschein hat, als entsprängen die Leisten unmittelbar an dieser Oberhaut.

2. Wir verdrängen das Xylol durch aufgetropften Alkohol absolutus und ersetzen diesen dann durch Wasser. Die Zellwände entfalten sich wieder vollständig, und dadurch wird sowohl die Medianfaltung des ganzen Blattes als die Umbiegung der Seitenränder rückgängig. Sind diese Schnitte aber dünn, so unterliegen sie bei nochmaligem Austrocknen nicht mehr der Faltung ihrer Zellwände, weil die Kohäsionskontraktion ausgeschlossen ist. Zugleich bleibt aber auch die vorherige Einwärtskrümmung des Blattes sowohl im mittleren als in den Seitenteilen völlig aus; ein Beweis, daß diese Krümmungen durch die Membranschrumpfung nicht zustande gebracht werden kann.

Damit hängt denn auch zusammen, daß sich Querschnitte durch frische Blätter, die wassergesättigt und daher flach ausgebreitet sind, ebenso wie bei den Grasblättern, um so weniger einwärtskrümmen, wenn man sie austrocknen läßt, je dünner sie sind. Beginnt man mit recht dicken Schnitten und reduziert ihr Dickenmaß allmählich, so bleibt beim Austrocknen derselben zuerst die Krümmung der Blattmitte aus, weil ja die langgestreckten Elemente des Blattnerven, durch welche diese Krümmung bewirkt wird, eher durch den Schnitt geöffnet und somit am Schrumpfen verhindert werden als die kurzen, mehr isodiametrischen der Ränder.

4. Um sich zu überzeugen, daß die langgestreckten Elemente der Blattnerven im lebenden Blatte tatsächlich Wasser führen, entferne man von der Blattoberseite durch Schaben mit dem Skalpell die Leisten der Chlorophyllzellen und prüfe die Reststücke von der Unterseite her auf ihren Zellinhalt. Auch wenn man sie austrocknen läßt, wird man beobachten können, daß sich ihre Längskrümmung vollzieht, während sie noch reichliche Mengen Wassers enthalten.

5. Für den Krümmungsmechanismus des *Polytrichum*blattes ergibt sich, soweit die Querrichtung in Betracht kommt, aus den vorstehenden Beobachtungen, im Zusammenhang mit dem anatomischen Bau, gemäß der Kohäsionstheorie folgende Erklärung: Bei der Einkrümmung der Seitenränder spielt gegenüber der Schrumpfelung der Oberhaut selbst und der anstoßenden Zellen als Widerstandslage die äußere Tangentialwandung der unteren Epidermis die Hauptrolle. Sie ist dazu befähigt, weil sie erheblich stärker verdickt ist als die Nachbarwände. Bei der Einkrümmung des Mittelteils kommen als Membranen, die der Schrumpfelung besonders widerstehen, wiederum erstens die dicke unterste Epidermiswand in Spiel, und zweitens die sehr englumigen und verdickten Elemente der mehrschichtigen Stereomlage, die sich unmittelbar über der Oberhaut der Unterseite hinzieht und weit in die Seitenteile der Lumina erstreckt. Zwar folgt im Nerv nach oben hin noch eine zweite Stereomlage, die von der ersten durch weitlumige schwächer verdickte Zellen getrennt ist. Diese leistet aber einen erheblich schwächeren Widerstand, weil sie sehr viel schmaler und schwächer ist. Obendrein wirken auf sie noch krümmend ein, und zwar in gleichem Sinne mit der vorher besprochenen Krümmungsursache, die schwächer gebauten und wegen ihres weiten Lumens stärker faltbaren nach oben noch folgenden Zellen unterhalb der Assimilationsstreifen.

47. F. Brand: Über das Chromatophor und die systematische Stellung der Blutalge (Porphyridium cruentum).

(Mit 1 Abbildung im Text.)

(Eingegangen am 16. Juni 1908.)

In alten Schriften verschiedenen nunmehr obsoleten Gattungen zugeteilt und bald als *Telephora*, bald als *Tremella*, *Sarcoderma*, *Phytoconis* oder *Byssus* bezeichnet, dann von AGARDH *Palmella cruenta* genannt, ist die Alge schließlich von NÄGELI zum Typus einer neuen Gattung: *Porphyridium* erhoben worden. Über diese Gattung einigten sich die Autoren zunächst; nicht so bezüglich der Familie, zu welcher sie zu stellen sei.

Während sie die meisten Autoren mit AGARDH für eine *Palmellacee* hielten, sah RABENHORST in ihr eine *Porphyracee*. SCHMITZ, der erste Botaniker, welcher die Alge etwas näher untersucht hat, bringt sie im Anhange zu den *Florideen* unter jenen „ungenügend bekannten Gattungen, die, wie die *Bangiaceae* in der rotvioletten und blaugrünen Färbung mancherlei Übereinstimmung mit Spaltalgen aufweisen, aber in der Struktur der Zellen von letzteren wesentlich abweichen“. Diese Gattungen seien im natürlichen System unter die grünen Algen zu verteilen. KLEBS erklärte *Porphyridium* für eine zweifelhafte *Pleurococcacee*, ARTARI schloß sich hierin an, während CHODAT es in die Nähe von *Schizogonium* stellt.

Wieder andere Autoren nahmen gar eine genetische Beziehung zu fremden Gattungen an, nämlich BORZI zu *Protococcus*, RICHTER (cit. v. HANSG.) zu *Trentepohlia* und HANSGIRG zu *Lyngbya antliaria*; letzterer Autor degradierte dann *Porphyridium* zu einer Sektion der Spaltalgen-Gattung *Aphanocapsa*. Einer gewissen Beziehung zu den *Cyanophyceen* trägt FORTI in DE TONIS Sylloge nur in so weit Rechnung, als er *Porphyridium* seiner aus unsicheren *Cyanophyceen* bestehenden Familie „*Glaucophyceae*“ (*Glaucocystideae* Hieron. *partim*) angliedert. GAIDUKOV und MOLISCH erkannten in der Alge nach der Beschaffenheit ihres Farbstoffes schließlich wieder eine *Bangiacee*.

Während nun ersichtlich ist, daß die Autoren beim Benennen und Klassifizieren eine emsige Tätigkeit entfaltet haben, kann man das in bezug auf Untersuchung und Beobachtung der Alge nicht durchaus behaupten. Lediglich mit der Prüfung des roten Farbstoffes haben sich mehrere Beobachter eingehend beschäftigt, bezüglich der cytologischen Verhältnisse beruhen aber die heute noch gültigen Anschauungen in der Hauptsache nur auf den Angaben von NÄGELI und besonders von SCHMITZ.

Schon der Taufe des neuen Genus hatte aber kein glücklicher Stern geleuchtet, denn sie ist von NÄGELI an Trockenmaterial vollzogen worden. Deshalb wurden ihm irrtümlich flache, polygonale und einschichtig gelagerte Zellen zugeschrieben. Letztere Angabe hat der Autor nachträglich richtig gestellt; dagegen wird die weitere irrige Annahme eines Stärkegehaltes erst später („Stärkekörner“) aufgegeben. Auch die Darstellung von SCHMITZ, auf welche sich fast alle neueren Autoren ausdrücklich berufen, entspricht den tatsächlichen Verhältnissen keineswegs, weil sie nur auf einem Einzelfalle beruht. Man nahm aber wohl an, daß diesem bewährten Forscher nichts Wesentliches entgangen, und daß eine kritische Nachprüfung überflüssig sei.

Gelegentlich früherer Untersuchungen über die *Cyanophyceen* ist mir *Porphyridium* öfters zufällig in die Hand gekommen und jede neue derartige Gelegenheit hat neue Zweifel an der Richtigkeit der Literaturangaben gebracht, so daß ich mich endlich zu einer das ganze Jahr hindurch fortgesetzten Beobachtung verschiedener Standorte und Kulturen mit eingehender Untersuchung der Alge entschloß.

Zum Studium ist in erster Linie lebendes Material zu benutzen, weil konserviertes unzuverlässig und getrocknetes ganz wertlos[1]) ist. Man präpariert unter der Lupe eine kleine Quantität der Alge aus dem Detritus und den beigesellten Algen möglichst rein heraus und zerdrückt sie kräftig mit kurz drehender Bewegung zwischen zwei Glasplatten. Dadurch werden auch die kleinsten Sandkörner unschädlich gemacht und es lassen sich jetzt hinreichend dünne Präparate herstellen.

SCHMITZ[2]) schreibt unserer Alge bekanntlich ein sternförmiges Chromatophor zu, zwischen dessen kurzen, dicken Fortsätzen einzelne kleine, glänzende Tröpfchen dem Protoplasma eingelagert seien. Diese bisher nur nebenher erwähnten Tröpfchen, oder viel-

---

1) Deshalb ist auch W. SCHMIDLE, dessen Präparat zwar fixiert, aber vor der Untersuchung eingetrocknet war, nicht über die Tradition hinausgekommen.

2) SCHMITZ, FR., Die Chromatophoren der Algen. Verh. d. naturh Ver. d preuß. Rheinlande. 1883. 1. Hälfte. Taf. I—II, Fig. 23.

mehr Körner, haben sich nun als wichtige und charakteristische Inhaltsbestandteile erwiesen, deren Besprechung wir jener des Chromatophors vorausschicken müssen.

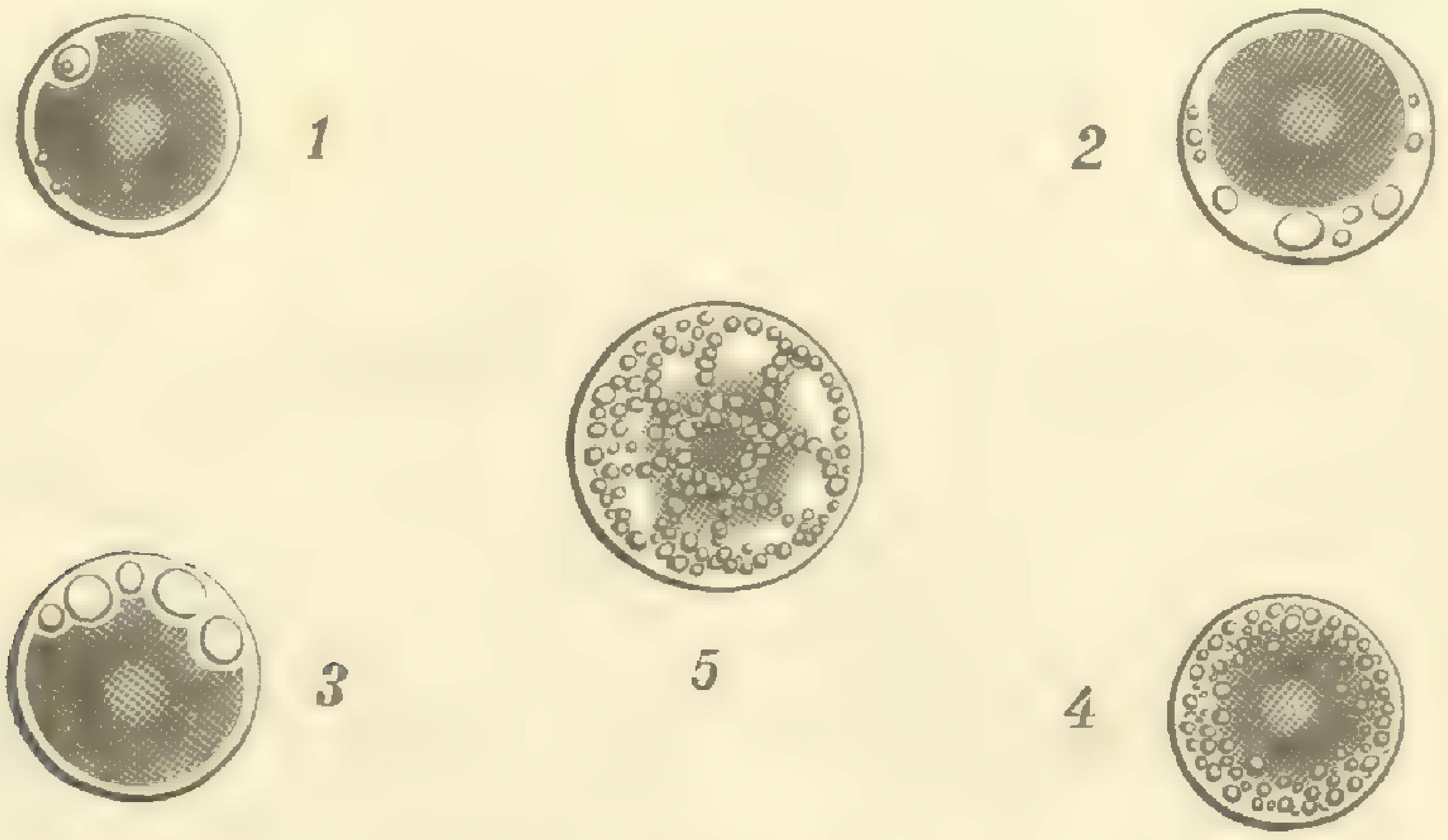
Peripher gelagerte Körner. — Der von SCHMITZ dargestellte Fall, in welchem nur eine geringe Anzahl solcher Körner vorhanden ist, kann durchaus nicht als Regel gelten, sondern einen größeren Teil des Jahres hindurch sind sie als farbloser hell glänzender Saum in größerer Menge rings um das Chromatophor angesammelt. Eine ähnliche Situation körniger Inhaltsbestandteile ist außerdem nur von einem Teile der Cyanophycinkörner bei gewissen Spaltalgen, vom Paramylon der *Flagellatae*, von der *Florideen*-Stärke und allenfalls von Fetttropfen in ungünstigen Grünalgen-Kulturen bekannt.

Bezüglich unserer Körner ist nun vor allem zu bemerken, daß sie sich gegen Reagentien und Farbstoffe nicht alle gleichmäßig verhalten und deshalb von mindestens zweierlei Natur sein müssen. Durch Jod werden sie teilweise gelb, niemals aber blau gefärbt, so daß keine Stärke darunter sein kann. Durch Osmiumsäure werden sie weder gebräunt noch geschwärzt und enthalten demnach auch kein Fett. Gegen Farbstoffe verhalten sie sich im allgemeinen ablehnend, oder tingieren sich nur in einzelnen Exemplaren, wie z. B. durch längere Lebendfärbung mit Methylenblau. Nur durch Schnellfärbung mit Brillantblau tritt ein größerer Teil von ihnen nach einigen Minuten dunkelblau hervor, wie Cyanophycinkörner; dagegen nehmen sie Essigkarmin, welcher als sicheres Reagens für letztere gilt, nicht an.

Bei Prüfung auf *Florideen*stärke führen nicht alle für marine Formen angegebene Methoden zum Ziele, aber durch Chlorzinkjod färben sich — besonders an Herbstexemplaren — die dem Chromatophoren zunächstliegenden Körner braunviolett bis blauviolett. Diese Wirkung tritt auch nach vorgängiger Extraktion des Farbstoffes ein, so daß dessen eventueller Einfluß ausgeschlossen und das Vorkommen von *Florideen*stärke gesichert erscheint. Jene Körner, welche auf Chlorzinkjod nicht reagieren, scheinen kolloidaler Natur zu sein, und eine wichtige biologische Rolle zu spielen.

Vakuolen. — In der Körnerzone finden wir zuzeiten auch Gebilde, deren Existenz bisher noch nicht beachtet worden ist. Diese sind ebenso farblos, aber größer und noch weniger tinktionsfähig, wie die Körner und dürften als Schleimvakuolen aufzufassen sein, da sie sich durch Quellung aus den Körnern zu entwickeln scheinen. Durch Glyzerin können sie erheblich verkleinert werden. Ein bestimmter Unterschied zwischen großen Körnern und kleinen Vakuolen ist nicht festzustellen. In der Regel vikarieren Körner und Vakuolen bis zu einem gewissen Grade miteinander. Es kommen aber auch einzelne Zellen (Dauerzellen) vor, deren wabenartig vakuoliertes peripheres Plasma zugleich dicht mit Körnern durchsetzt ist. Solche Zellen können eine außergewöhnliche Größe (über 15 μ) erreichen (Fig. 5).

Chromatophor. — Trotzdem die Figur von SCHMITZ in der Form[1]) richtig ist, besitzt das Chromatophor doch keine typisch sternförmige Gestalt. Untersuchen wir im Frühjahre bei feuchtem



Porphyridium cruentum (Ag.) NÄGELI.
Nach dem Leben. Vergr. ca. 1400.

1. Wasserarme Zelle mit einer einzigen in das Chromatophor eingedrückten Vakuole und einigen Körnern. 2. Wasserreiche Zelle, in welcher die typische Form des Chromatophoren durch die Vakuolen nicht verändert ist. 3. Zelle mit geringerem Wassergehalte und 5 einseitig gelagerten Vakuolen. 4. Desgl. ohne Vakuolen, mit reichlichem Körnergehalte. 5. Dauerzelle, deren Vakuolenwandungen dicht mit Körnern gefüllt sind.

Wetter, so finden wir es in vielen Zellen kugelförmig abgerundet und überzeugen uns dann durch Vergleichung einer genügenden Anzahl von Zellen leicht, daß letztere Form die autonome ist, und nur durch anliegende Körner und Vakuolen in der verschiedensten Weise eingedrückt oder auch verdeckt werden kann.

Ist die Zelle außergewöhnlich wasserreich, so findet eine gewisse Menge dieser Gebilde außerhalb des Chromatophors Platz und seine typische Form ist dann zu erkennen wie in Fig. 2. Dagegen ist in Fig. 1 die nebst einigen Körnern vorhandene einzige Vakuole

---

[1]) Unrichtig ist aber die dunkle Abtönung des „Pyrenoids“. Wo dieses überhaupt sichtbar ist, tritt es immer hell hervor.

derart in das Chromatophor eingepreßt, daß ein seitlicher Ausschnitt vorhanden zu sein scheint. Liegt, wie in derselben Figur, zufällig auch ein Korn in der Gesichtslinie, so kann die Vakuole für einen Kern mit Nucleolus gehalten werden. In Fig. 3 sind mehrere Vakuolen einseitig nebeneinander gelagert und in Ausnahmefällen ist das auch beiderseits der Fall, so daß das Chromatophor bandförmig erscheinen kann. Häufiger aber sind Körner und Vakuolen ziemlich gleichmäßig in der Peripherie der Zelle verteilt, wodurch dann annäherungsweise sternförmige Bilder entstehen können wie in der Figur von SCHMITZ. An dieser wohl charakterisierten Abbildung ist deutlich zu sehen, daß die Einschnitte zwischen den „Fortsätzen" alle größere oder kleinere Kreissegmente darstellen; nur die eingelagerten Vakuolen sind nicht alle wiedergegeben.

Wo nur Körner vorhanden sind, erscheint der rundliche Umfang des Chromatophors mehr krenuliert (Fig. 4) und kann auch ganz unbestimmt werden wie in Fig. 5. Nebst den hier angedeuteten Haupttypen kommen alle möglichen Zwischenformen zur Beobachtung und durch Erkrankung, Vertrocknung usw. entstehen noch weitere Modifikationen, so daß mehrere Tafeln erforderlich wären, um eine richtige Vorstellung von dieser Mannigfaltigkeit zu geben.

Farbstoff. — Dieser erscheint in der lebenden Pflanze und sogar in Wasserkulturen immer florideenrot und variiert nur in der Intensität, aber niemals im Charakter der Farbe. Für die Existenz einer grünen Modifikation habe ich trotz aller Bemühungen keinen Anhaltspunkt finden können. Schon unter der Lupe zeigt sich, daß die roten Zellmassen unter sich in festerem Zusammenhange stehen, als mit den andersfarbigen Thallomen, von welchen sie oft durchwachsen, aber mit der Nadel unschwer zu trennen sind. Unter stärkeren Objektiven erweisen sich dann alle jene grünen Zellen, deren Form und Größe an *Porphyridium* erinnert, als *Chlorococcum* oder *Pleurococcus*, oder als Akineten von *Schizogonium*, bisweilen auch als *Chroococcus* oder als Gonidien von *Phormidium*. Selbst beim Absterben von *Porphyridium* habe ich eine grünliche Verfärbung niemals so deutlich auftreten sehen, wie bei gewissen *Florideen*, und in Kulturen, sowie insbesondere durch Insolation trat allmähliche Entfärbung ohne grünes Zwischenstadium ein. Durch Kochen wird die Farbe ockergelb und zeigt nur hier und da einen grünlichen Schein.

Gegen Alkohol und Glyzerin verhält sich der Farbstoff längere

Zeit resistent[1]), wie BERTHOLD[2]) für *Bangia* angegeben hat; desgleichen gegen 20proz. Essigsäure, 1proz. Chromsäure, gegen Pikrinsäure, Laktophenol, essigsaures Uran usw. Durch Kalilauge wird er aber sofort in Grün verändert, was NÄGELI als charakteristisch für den *Florideen*farbstoff anführt. Dieser Angabe habe ich beizufügen, daß Natron ähnlich wirkt, Ätzammoniak aber wirkungslos ist und daß das Kali-Grün durch Essigsäure schnell wieder in Rot zurückgeführt wird[3]). Es deuten somit diese Versuche ebenso auf Phykoerythrin, wie die auf makrochemischem und spektralanalytischem Wege erzielten Resultate der oben genannten Autoren.

Schluß. — Indem ich weitere cytologische sowie alle biologischen Beobachtungen für diesmal zurückstelle, muß ich vor allem betonen, daß *Porphyridium* zu den Grünalgen auch nicht in der entferntesten Beziehung steht. Durch seine auf Zweiteilung beschränkte Vermehrungsweise, durch konzentrischen Zellbau und Neigung zu Körnerbildung erinnert es an gewisse *Cyanophyceen (Chroococcaceen)*. Der Gehalt an rein rotem Phykoerythrin und die Produktion von *Florideen*-Stärke beweisen aber die Zugehörigkeit zu den Rotalgen, deren einfachste Form *Porphyridium* wohl darstellt. In Rücksicht auf ihren aerophilen Charakter kann diese aber nicht als ein Urtypus angesehen werden, sondern nur als das Produkt einer phylogenetischen Rückbildung.

Von welcher Familie unsere Alge abstamme, läßt sich zurzeit nicht bestimmt sagen, da der Bau der hier zunächst in Betracht kommenden *Bangiaceae* noch nicht von allen Formen bekannt zu sein scheint. So gibt z. B. BERTHOLD (l. c. S. 5) allgemeingültig an, daß das Chromatophor bei dieser Familie zunächst als vollkommen geschlossene Hohlkugel den Zellkern umgebe, während wir aus einer Figur von DARBISHIRE[4]) ersehen, daß dieses Organ bei *Bangia pumila* neben dem Kerne der Zellwand flach anliegt.

Rhodochorton purpureum (Lightf.) Rosenv., eine *Ceramiacee*, ist

---

[1]) Durch Alkohol wird er aber schließlich ausgezogen.

[2]) BERTHOLD, G., Die *Bangiaceen* usw. in Fauna und Flora des Golfes von Neapel. Leipzig 1882. S. 8.

[3]) Wie sich das mit der Koexistenz von zwei verschiedenen Farbstoffen: Chlorophyll und Phykoerythrin, vertragen soll, ist nicht ersichtlich. Schon NÄGELI bezweifelt diese von KÜTZING stammende Hypothese, weil das Chlorophyll sich doch in dem durchsichtigen *Florideen*-Rot bemerklich machen müßte. Ebenso möchte ich fragen, wo sich denn diese Farbe aufhält, während das Chlorophyll zu Tage tritt und erinnere zugleich an PRINGSHEIM, welcher das Phykoerythrin für eine Modifikation des Chlorophylls erklärt.

[4]) DARBISHIRE: Über *Bangia pumila*. Wissensch. Meeresunters. Abt. Helgoland 1900. Fig. 5, S. 29.

bekanntlich befähigt, ständig an der Luft zu leben[1]), während gewisse *Bangiaceae* das Wasser nur vorübergehend, aber nicht dauernd entbehren können. Es ist nun denkbar, daß auch letztere Familie sich dem Luftleben anpassen konnte und zwar durch Reduktion ihres Thallus. Reduktionserscheinungen sind ja selbst den wasserbewohnenden Rotalgen nicht fremd. Ich erinnere an das Vorkommen von reduzierten Stammsegmenten ohne Perizentralzellen, von Zwergsprossen und reduzierten Keimaxen, sowie an die epiphytischen und parasitischen Formen.

Die Abbildung, welche BERTHOLD (l. c. Fig. 5 u. 20 Taf. I) von den Keimpflanzen der *Erythrotrichia obscura* und den „Übergangsformen zu neutralen Sporen“ der *Porphyra leucosticta* gibt, lassen eine bemerkenswerte Ähnlichkeit mit gewissen Zuständen der *Porphyridium*-Zelle erkennen. Ich möchte deshalb diese Alge vorläufig als eine höchstgradig rudimentäre *Bangiacee* auffassen, deren Entwicklungsgang schon mit dem Keimlingsstadium abschließt.

48. A. Ernst: Zur Phylogenie des Embryosackes der Angiospermen.

(Mit Tafel VII.)

(Eingegangen am 20. Juni 1908.)

Die im Embryosack der Angiospermen sich vollziehenden Entwicklungsvorgänge zeichnen sich bei der großen Mehrzahl der bis jetzt untersuchten Gattungen durch eine weitgehende Übereinstimmung aus. Sie bereiten daher der phylogenetischen Deutung[2]) große Schwierigkeiten. Nach mehr oder weniger vollständiger Tetradenteilung einer Mutterzelle erfolgen in der Embryosackzelle nacheinander drei Kernteilungsschritte. Im achtkernigen Embryosack entstehen zwei polar gelagerte Zellkomplexe zu je drei Zellen: am Mikropylarende die Eizelle und die zwei Synergiden, am Chalazaende die drei Antipodenzellen. Die beiden übrig bleibenden Kerne, die Polkerne, vereinigen sich zum sekundären Embryosackkern. Von diesem Entwicklungsgange, den man als den Normaltypus der Embryosackausbildung bei den Angiospermen bezeichnen kann, sind allerdings zahlreiche Abweichungen bekannt, von denen aber nur wenige Anhaltspunkte zur Deutung des Normalfalles liefern.

---

[1]) Vergl DE TONI e FORTI: Intorno al *Byssus purpurea*. Venezia 1904.

[2]) STRASBURGER, E., Einige Bemerkungen zur Frage nach der „doppelten Befruchtung“ bei den Angiospermen. Botanische Zeitung 58 Jahrg. 1900, S. 293—316; STRASBURGER, E., Die Samenanlage von *Drimys Winteri* und die Endospermbildung bei Angiospermen. Flora 95. Band 1905. S. 215—231; PORSCH, O., Versuch einer phylogenetischen Erklärung des Embryosackes und der doppelten Befruchtung der Angiospermen. Jena 1907; BERRIDGE, E. M., The origin of triple fusion. New Phytologist, 6, 1907, p. 279; SARGANT, E., The reconstruction of a race of primitive Angiosperms. Ann. of Botany, Vol. 32, April 1908, p. 121—186.

In Hinsicht auf die viel weitergehende Entwicklung der keimenden Makrospore der Gymnospermen sind für die Phylogenie des Embryosackes (der Makrospore) der Angiospermen jene Abweichungen vom Normaltypus von besonderer Bedeutung, bei welchen nach dem dritten Teilungsschritte im Embryosacke, vor Beginn der Zellbildung, noch weitere Teilungen stattfinden. Beispiele von Embryosäcken mit derart vermehrter Kernzahl (16 Kerne) sind schon seit einigen Jahren aus zwei verschiedenen Gattungen, *Peperomia* und *Gunnera*, bekannt. Über *Peperomia* haben in den Jahren 1899—1902 CAMPBELL[1]) und JOHNSON[2]) berichtet. Die Entwicklungsvorgänge im Embryosack von *Gunnera*arten hat SCHNEGG[3]) 1902 besprochen. Da für beide Gattungen diese Entwicklungsvorgänge noch nicht in wünschenswerter Klarheit festgestellt waren, schienen weitere Untersuchungen an Vertretern derselben notwendig. Über *Peperomia* liegen bereits neue Angaben von JOHNSON[4]) vor und sind weitere angekündigt; über *Gunnera* soll im nachfolgenden berichtet werden. Die Untersuchungen von SCHNEGG waren vorwiegend an der neuseeländischen *Gunnera Hamiltonii* und zum kleineren Teil an der schon von

---

1) CAMPBELL, D. H., Die Entwicklung des Embryosackes von *Peperomia pellucida* Knuth. Ber. der deutsch. bot. Ges., Bd. 17, 1899, S. 452—456; CAMPBELL, D. H., A peculiar Embryo-Sac in *Peperomia pellucida*. Ann. of Botany, Vol. 13, 1899, p. 626; CAMPBELL, D. H., The Embryo-Sac of *Peperomia*. Ann. of Botany, Vol. 15, 1901, p. 101—118.

2) JOHNSON, D. S., On the Endosperm and Embryo of *Peperomia pellucida*. Botan. Gazette, Vol. 30, 1900, p. 1—11; JOHNSON, D. S., On the development of certain *Piperaceae*. Botan. Gazette, Vol. 34, 1902, p. 321—340.

3) SCHNEGG, H., Beiträge zur Kenntnis der Gattung *Gunnera*. Flora Bd. 90, 1902, S. 161—208.

4) JOHNSON, D. S., A new type of Embryo-Sac in *Peperomia*. John-Hopkins University Circular, 1907, Nr. 3, p. 19—21.

KELLERMANN[1]) untersuchten *Gunnera chilensis* ausgeführt worden. Die in dieser Abhandlung mitgeteilten Untersuchungsergebnisse beziehen sich auf die im malayischen Archipel vorkommende *Gunnera macrophylla* Bl. Das Untersuchungsmaterial wurde von mir zu verschiedenen Malen (November 1905 bis Januar 1906) auf einer sumpfigen Waldlichtung in der Nähe von Tjiburrum im Gedehgebirge gesammelt, wahrscheinlich an demselben Standorte, an welchem 1885 GOEBEL das später von MERKER[2]) bearbeitete Material von *Gunnera macrophylla* gesammelt hat. Ein Teil des Materials wurde in den Monaten März bis Mai 1906 am Krater Sitsimat im Dienggebirge auf Java und an den Abhängen des Vulkans Merapi in Sumatra eingelegt. Die Fixierung ist hauptsächlich mit absolutem Alkohol, Alkohol-Essigsäure, an kleineren Proben mit Chromessig- und Chromosmiumessigsäure ausgeführt worden. Herr stud. rer. nat. SAMUELS hat in meinem Laboratorium die Bearbeitung des Materials unternommen. Die Präparate, nach welchen ich die den Verlauf der Embryosackentwicklung darstellenden Zeichnungen (Tafel VII) ausgeführt habe, stammen aus seiner Präparatensammlung. Herr SAMUELS wird in kurzem an Hand seiner Präparate eine ausführliche Darstellung seiner Untersuchungsergebnisse beginnen, in welcher die Entwicklung von Blüte und Samenanlage, diejenige des Pollens, der Verlauf der Kernteilungen während der Embryosackbildung, die Befruchtungsverhältnisse, sowie die Embryo- und Endospermbildung von *Gunnera macrophylla* behandelt werden sollen.

Der Entwicklungsgang des Embryosackes ist bei *Gunnera macrophylla*, wie bei den von SCHNEGG untersuchten Arten nicht leicht festzustellen. Die ungünstige Orientierung der kleinen Fruchtknoten mit einer einzigen Samenanlage macht die Herstellung guter Präparate von der Verarbeitung eines reichen Materiales abhängig. Die frühzeitig beginnende Entwicklung einer harten Fruchtschale bereitet beim Schneiden älterer Stadien ebenfalls große Schwierigkeiten. Indessen liegen nun doch für alle zu beschreibenden Entwicklungsstadien mehrere, für die wichtigsten (4, 8, 16 Kernstadium usw.) zahlreiche gute Präparate vor, so daß der Entwicklungsgang des Embryosackes, wie er im nachfolgenden geschildert wird, völlig sicher steht. Da derselbe ganz anders verläuft als von SCHNEGG für *Gunnera Hamiltonii* beschrieben

---

1) KELLERMANN, W. A., Die Entwicklungsgeschichte der Blüte von *Gunnera chilensis* Lam. Dissertation, Zürich 1881, S. 17.

2) MERKER, P., *Gunnera macrophylla* Bl., Flora, Bd. 72, 1889, S. 211—212.

worden ist und Anhaltspunkte vorhanden sind, daß die Angaben SCHNEGGs auf unrichtiger Deutung einer lückenhaften Serie von Entwicklungsstadien beruhen, sei zunächst seine Darstellung des Entwicklungsganges des Embryosackes von *Gunnera Hamiltonii* kurz rekapituliert.

Die Embryosackmutterzelle von *Gunnera Hamiltonii* tritt in der zweiten subepidermalen Zellschicht der jungen Samenanlage auf und soll zunächst eine Tetradenteilung erfahren. In der Embryosackzelle selbst erfolgen nach SCHNEGG die ersten Teilungen des Kernes in vier Tochterkerne in normaler Weise. Das weitere Verhalten weicht dagegen vom Normaltypus der Embryosackentwicklung ab. Die vier Kerne wandern nämlich nach SCHNEGG nicht nach den beiden Polen des Embryosackes. Ihre weiteren Teilungen erfolgen vielmehr in der Mitte desselben, an der Stelle, an welcher ursprünglich der Mutterkern lag und auch die ersten Teilungen eingetreten waren.

An der gleichen Stelle sind auf einem späteren Stadium acht Kerne dicht aneinander gedrängt wahrnehmbar, oder, da einige derselben sich mehrmals teilen sollen, statt acht zuweilen auch neun bis zehn Kerne. Nun erst erfolgt nach SCHNEGG eine Trennung in dieser Kernmasse und zwar in der Weise, daß zwei Kerne nach dem oberen, zwei nach dem unteren Pole des Embryosackes wandern und dort noch weitere Veränderungen erfahren. Von den beiden mikropylwärts gewanderten Kernen wird der eine, der sich stark vergrößert und von einer Cytoplasmamasse umgeben wird, zur Eizelle. Der andere soll eine nochmalige Teilung erfahren, durch welche es zur Bildung der Kerne der beiden meist kleinen Synergiden kommt. Die beiden Kerne am basalen Ende des Embryosackes erfahren ebenfalls noch weitere Teilungen, so daß ihre Anzahl auf sechs bis sieben anwächst. Die in der Mitte des Embryosackes dicht gedrängt liegenden Kerne vereinigen sich während der Bildung des Eiapparates und der Antipodenkerne zum großen sekundären Embryosackkern. Die weitere Ausbildung der Antipoden und das Verhalten des sekundären Embryosackkernes wurden von SCHNEGG nicht beobachtet, dagegen gibt er für die Endospermbildung noch an, dass sie nicht wie gewöhnlich längs der Wand des Embryosackes erfolge, sondern ausschließlich an seiner Basis. Er schließt daraus auf nähere Beziehungen der Antipoden zur Endospermbildung.

Die Embryosackmutterzelle der von uns untersuchten *Gunnera macrophylla* Bl. gehört wie diejenige von *G. Hamiltonii*, der zweiten subepidermalen Zellschicht des Nucellus an (Fig. 1, Taf. VII) und zeichnet sich zur Zeit der Anlage des inneren Integumentes bereits durch bedeutende Größe aus. In einer größeren Anzahl von Präparaten ist in dem dichten Plasma dieser Zellen der Kern im Synapsisstadium angetroffen worden. Die Tetradenteilung der Mutterzelle unterbleibt bei *Gunnera macrophylla* vollständig. Die Embryosackmutterzelle wächst direkt zum Embryosack aus. Beim ersten Teilungsschritt des Kernes liegt die Spindel in der Längsachse der Zelle und die beiden Tochterkerne (Fig. 2—4) stellen sich, mehr oder weniger den Polen der Zelle genähert, ebenfalls in diese Richtung ein. Im Cytoplasma des Embryosackes treten in diesem Stadium, namentlich in seiner mittleren Zone, kleine Vakuolen auf, die sich nicht sobald, wie es im Normaltypus geschieht, zu einem zentralen Saftraum vereinigen. Ebenso unterbleibt nach dem folgenden Teilungsschritte der Kerne die polare Lagerung der beiden Zweiergruppen. Es sind die Kerne im vierkernigen Embryosacke kreuzweis gelagert (Fig. 5 und 6), je einer dem Mikropylen- und Chalazaende des Embryosackes genähert, die beiden anderen an den Enden einer Querachse der Zelle. Im Cytoplasma der beträchtlich gewachsenen Zelle erscheinen die Vakuolen kranzartig um die vier Kerne geordnet (Fig. 5), oder es leitet die Ausbildung einiger weniger Vakuolen zwischen den vier Kernen (Fig. 6) die Entstehung eines zentralen Saftraumes ein. Nach dem dritten Kernteilungsschritte ist ein solcher im achtkernigen Embryosack stets vorhanden. Unmittelbar nach dieser Teilung liegen je zwei Kerne, die Abkömmlinge des scheitelständigen und des basal gelagerten Kernes des Vierkernstadiums, in größeren Plasmaansammlungen an den Schmalseiten, die vier anderen, aus den beiden mittleren der Kreuzfigur entstandenen, sind in dem seitlichen Wandbeleg der großen, stark in die Breite gewachsenen Zelle (Fig. 7) enthalten. Den drei beim Normaltypus der Angiospermen zur Bildung der acht Kerne notwendigen Teilungen folgt hier bei *Gunnera macrophylla* ein vierter Teilungsvorgang nach. Bevor derselbe eingeleitet wird, wandern die vier mittleren Kerne (Fig. 7—10) gegen die basale Cytoplasmaansammlung hinunter und werden in derselben ungefähr in gleichen Abständen verteilt. Zur Zeit der Prophase der letzten Teilung sind also im achtkernigen Embryosack von *Gunnera macrophylla* stets zwei Kerne am Mikropylende, die anderen sechs am Antipodenende gelagert: Das erstere erhält durch den vierten Kernteilungsschritt vier Kerne, das letztere deren zwölf. Von Wichtigkeit für die Vergleichung mit dem von SCHNEGG für *Gunnera Hamiltonii* angegebenen Entwicklungsgang ist die Tatsache, daß sowohl beim dritten

(Bildung der acht Kerne), wie beim vierten Teilungsschritt (Bildung der sechzehn Kerne), alle Kerne sich gleichzeitig teilen. Es handelt sich bei *Gunnera macrophylla* also keinesfalls etwa nur um vereinzelte und nicht gesetzmäßig verlaufende Teilungen, wie von Schnegg für *G. Hamiltonii* angegeben wird, oder um einen Vorgang vergleichbar der nachträglichen Vermehrung der Antipodenzahl bei zahlreichen *Compositen*, *Gramineen*, *Sparganiaceen*, *Araceen* usw., sondern um eine unmittelbare Fortsetzung der Prothalliumbildung in der keimenden Makrospore durch einen dem dritten nachfolgenden und vollkommen regelmäßig verlaufenden weiteren Teilungsschritt.

Der letzten Teilung folgt im sechzehnkernigen Embryosacke bald der Vorgang der Zellbildung nach. Am Mikropylarende entstehen um drei der vier Kerne dieser Gruppe die Eizelle und zwei Synergiden und am basalen Ende sechs Antipoden. Die sechs übrigen basal gelagerten Kerne legen sich aneinander und vereinigen sich zu einem großen Kern, in welchem später als Kennzeichen seiner Entstehung noch die sechs Kernkörperchen wahrnehmbar sind. In Analogie zum Schwesterkern der Antipoden des Normaltypus bezeichnen wir diesen durch Verschmelzung von sechs Kernen entstandenen Kern ebenfalls als unteren Polkern. Er vereinigt sich später mit dem oberen Polkern, dem Schwesterkern des Eikerns, zum sekundären Embryosackkern.

Die junge Eizelle und die Synergiden sind nach ihrer Anlage (Fig. 11) noch sehr klein. Der Scheitel des Embryosackes wird von den beiden flachen, dicht mit Plasma erfüllten Synergiden eingenommen. Die Eizelle ist etwas mehr seitlich gelagert.

Ihr Kern ist scheitelständig, an ihrer Basis umschließt ein dünner Wandbeleg einen großen Saftraum. Später erscheinen Eizelle und Synergiden gestreckt (Fig. 12 und 13), die erstere mit scheitelständigem, die letzteren mit basal gelagertem Zellkern. Ein Fadenapparat kommt an den Synergiden nicht zur Ausbildung. Die Antipoden, die bis jetzt weder im Embryosacke von *Peperomia* noch bei *Gunnera* bekannt geworden sind, finden sich bei *Gunnera macrophylla* in ungewöhnlich schöner Ausbildung (Fig. 13—16). Sie treten fast konstant in Sechszahl auf; nur in einem einzigen Embryosacke habe ich bis jetzt mit Sicherheit eine andere Anzahl, nämlich sieben, gefunden. Ihre Gestalt und Lagerung ist nicht in allen Embryosäcken dieselbe. Meistens erscheinen sie in zwei Dreiergruppen gesondert, von denen häufig die eine etwas größere, die andere etwas kleinere Zellen aufweist (Fig. 14 und 16). Entweder gehen alle sechs Zellen vom Grunde des Embryosackes aus, oder es ist die eine der beiden Gruppen etwas seitlich nach oben verlagert (Fig. 13 und 15). Beide Gruppen zusammen erfüllen, wie an Fig. 13 ersichtlich ist, etwa das untere Drittel des Embryosackes. Die ausgewachsenen Antipodenzellen sind von dünnen Wänden umgrenzt, die aber wenigstens in den Stadien vor Beginn der Embryo- und Endospermentwicklung keine Zellulosereaktion geben.

Die sechs bei der Antipodenbildung frei bleibenden Kerne vereinigen sich in einer Plasmaansammlung am Scheitel der Antipodengruppe. Sie sind während der Verschmelzung verschieden gelagert (Fig. 17—19). Die Umrisse der einzelnen Kerne bleiben ziemlich lang sichtbar und auch nach vollständiger Vereinigung ist die Anzahl der verschmolzenen Kerne noch an derjenigen der erhalten gebliebenen Kernkörperchen zu bestimmen. Die Verschmelzung des großen unteren mit dem oberen Polkern findet meistens am Antipodialende statt (Fig. 16), wohin der obere Polkern jedenfalls durch die Strömungen im Wandbelege oder in einem zentralen Strang des Cytoplasmas geführt wird. Es ist aber nicht ausgeschlossen, daß in anderen Fällen der untere Polkern eine Wanderung gegen den Eiapparat hin antritt und die beiden Kerne sich in der Mitte des Sackes oder am Eiapparat treffen (Fig. 11 und 13). Der Größenunterschied ist während der Vereinigung der beiden Kerne besonders auffällig. Der in Fig. 20 dargestellte große untere Polkern hat einen Durchmesser von 25—30 μ, während die Dimensionen des oberen nur 7,5 μ und 15 μ sind. Ihr Vereinigungsprodukt, der sekundäre Embryosackkern, liegt vor seiner Teilung im mittleren Teile des Embryosackes oder in der Nähe der Eizelle.

Verschiedene Umstände (Verwachsung der Fruchtknotenwand und der Integumente der Samenanlage, Verwachsung der Mikropyle, Ausbildung von Sklerenchymzellschichten in der Fruchtknotenwand, das Fehlen von Pollenschläuchen auf den Narben und im Innern der Fruchtknoten) hatten SCHNEGG veranlaßt, für *Gunnera* parthenogenetische Embryoentwicklung als wahrscheinlich anzunehmen. Unsere auf diesen Punkt gerichteten Untersuchungen sind erst nach langem Suchen zu einem sicheren Abschluß gekommen. Die Pollenkörner von *Gunnera macrophylla* werden in der großen Mehrzahl völlig normal ausgebildet. Sie sind nach ihrer Gestalt bereits von MERKER und SCHNEGG beschrieben worden. Auf einigen Narben fanden wir normal gekeimte Körner mit wohlentwickelten Pollenschläuchen, und einige derselben konnten weit in das Griffelgewebe hinunter verfolgt werden. In einer größeren Anzahl von Präparaten waren am Scheitel des Embryosackes, meistens in unmittelbarer Nähe der Eizelle, in dichtem Plasma Kerne von ähnlicher Gestalt und Färbung wie diejenigen der Pollenkörner und Pollenschläuche wahrnehmbar. Die Deutung derselben als Spermakerne schien mir nicht vollkommen sicher gestellt, bevor auch der Pollenschlauch in der Mikropyle der Samenanlage und die Durchwachsung der beiden Nucellusschichten am Scheitel des Embryosackes durch den Pollenschlauch festgestellt war. Hierfür liegt nun wenigstens ein vollkommen überzeugendes Präparat vor. *Gunnera macrophylla* ist also nicht, wie für andere Arten der Gattung vermutet worden ist, parthenogenetisch, sondern zeigt zum mindesten eine normale Befruchtung der Eizelle. Ob auch die Verschmelzung des zweiten Spermakerns mit dem sekundären Embryosackkern erfolgt, muß vorläufig noch dahin gestellt bleiben.

Nach der Befruchtung erfolgt die Teilung von Eikern und sekundärem Embryosackkern gleichzeitig. Wie der Teilung des Eikerns diejenige der Eizelle, so folgt derjenigen des sekundären Embryosackkerns die Spaltung des Embryosackraumes durch eine dünne Wand sofort nach. Eizelle und Embryosackzelle werden bei dieser ersten Teilung nicht quer, sondern längs geteilt. Die weitere Entwicklung von Embryo und Endosperm geht unter stetem Wachstum des Embryosackes vor sich. Die Antipoden degenerieren frühzeitig. In dem großzelligen Endospermgewebe fällt namentlich nach den ersten Teilungen die Verschiedenheit in der Kerngröße auf.

Die vorstehenden Ausführungen dürften zum Nachweis genügen, daß die Embryosackentwicklung bei *Gunnera macrophylla* trotz der Verdoppelung der Kernzahl und der Ausbildung einer größeren Anzahl von Zellen mit dem Normaltypus doch in wichtigen Punkten dieselbe Entwicklungsrichtung zeigt, während nach der Schneggschen Darstellung der Entwicklungsgang bei *G. Hamiltonii* nach dem Vierkernstadium durch fast regellos stattfindende Teilungen vollendet werden sollte. Nun wissen wir allerdings, daß innerhalb verschiedener Angiospermengattungen wesentliche Unterschiede in wichtigen Prozessen der Fortpflanzung (verschiedene Art der Embryosackentwicklung, verschiedene Befruchtungsverhältnisse, Abweichungen in Embryo- und Endospermentwicklung) sicher nachgewiesen sind und gerade für *Peperomia* hat ja die letzte Arbeit von JOHNSON eben denselben Nachweis erbracht. Es ist also keineswegs ausgeschlossen, daß auch innerhalb der verschiedenen Arten der Gattung *Gunnera* ebenfalls zwei oder mehrere Variationen der Embryosackentwicklung vorkommen können. Verschiedene Gründe sprechen aber dafür, daß wenigstens einzelne Punkte der SCHNEGGschen Darstellung revisionsbedürftig sind. Eingehende Untersuchungen an einem an frühen Entwicklungsstadien reicheren Material von *G. Hamiltonii* als es SCHNEGG zur Verfügung stand, werden sicher zu Ergebnissen führen, die einen Anschluß dieser und der anderen untersuchten Arten an *G. macrophylla* möglich machen. Hierfür scheinen mir folgende Überlegungen zu sprechen. Da die Entwicklungsvorgänge im Embryosack von *Gunnera* vorher noch völlig unbekannt waren und die Untersuchung eine so eigenartige Abweichung vom Normaltypus ergeben hatte, war eine möglichst vollständige Illustration der im Texte enthaltenen Ausführungen durch Zeichnungen geboten. Wir dürfen daher wohl annehmen, daß in den Figuren 23—28 der SCHNEGGschen Arbeit, welche die Entwicklung der Samenanlage und des Embryosackes veranschaulichen sollen, wohl die wichtigsten und verschiedenartigsten Stadien seiner Präparate zur Darstellung gekommen sind. Nun stellen zwei der sieben Figuren das Ausgangsstadium der Embryosackentwicklung, die in der zweiten subepidermalen Zellreihe gelegene einkernige Embryosackmutterzelle dar, zwei weitere (Fig. 27 und 28) das sechszehnkernige Endstadium mit Eizelle, Synergiden, sechs Antipodenkernen und den zum sekundären Embryosackkern verschmelzenden übrigen Kernen. Seine Figur 25 gibt ferner ein Detail desselben Stadiums mit Eikern und Synergidenkernen. Zwischenstadien zwischen dem ein- und sechszehnkernigen Embryosack zeigen nur die Figuren 24 und 26, mit acht resp. neun Kernen. Aus den Zeichnungen und auch aus dem Text geht nicht hervor, ob weitere Zwischenstadien in den Präparaten sichtbar gewesen sind. Besonders vermißt man eine Illustration der im Texte beschriebenen letzten merkwürdigen Teilungsvorgänge, sowie einiger Zwischenstadien vom ein- bis achtkernigen Embryosack, welche die Anordnung der Kerne nach dem ersten, zweiten und dritten Teilungsschritte darstellen und die Richtigkeit der Annahme einer im ungefähr achtkernigen Sacke erfolgenden Wanderung der Zweiergruppen gegen die beiden Pole hin beweisen. Es ist unwahrscheinlich, daß diese großen Lücken nicht teilweise ausgefüllt worden wären, wenn wirklich entscheidende Präparate vorgelegen hätten. Vergleicht man nun die SCHNEGGschen Abbildungen mit denjenigen meiner Tafel, ohne seinen Erklärungsversuch zu berücksichtigen, so zeigt sich, daß sie mit Ausnahme seiner Figur 26 auch ganz gut Stadien aus dem Entwicklungsgang des Embryosackes von *Gunnera macrophylla* darstellen könnten. Seine Figuren 27 und 28 mit sechs bis sieben Antipodenkernen, der Gruppe von circa sechs sich vereinigenden Kernen, den zwei Synergiden und der Eizelle und ebenso sein achtkerniger Embryosack von Figur 24 finden ihre Erklärung wohl einfacher in der Annahme der vier regelmäßigen, für *Gunnera macrophylla* festgestellten Teilungsschritte als in der von ihm angenommenen ungewöhnlichen Art der Entwicklung. Eine von uns in Aussicht genommene Nachprüfung dieser Verhältnisse bei einigen anderen *Gunnera*arten wird wohl ergeben, daß der Entwicklungsgang des Embryosackes derselben mit dem für *G. macrophylla* dargestellten, wenn vielleicht nicht vollkommen, so doch in vielen Punkten identisch sein wird. Eine solche Nachprüfung ist um so notwendiger, als auch die gelegentliche Bemerkung SCHNEGGs über die Vierteilung der Embryosackmutterzelle der Klarlegung bedarf und für die von ihm untersuchten Arten auch der weitere Verlauf der Embryosackdifferenzierung nach Erreichung des Sechszehnkernstadiums, die Ausbildung von Ei-, Synergiden- und Antipodenzellen, die Embryo- und Endospermentwicklung unbekannt geblieben sind. Daß die Angabe SCHNEGGs über den Vorgang der Endospermbildung und dessen Beziehungen zu den Antipodenkernen der Kritik nicht standhalten kann, braucht nicht weiter ausgeführt zu werden.

Die im vorstehenden besprochene Embryosackentwicklung von *Gunnera macrophylla* scheint mir für die phylogenetische Betrachtungsweise von nicht zu unterschätzender Bedeutung zu sein, gibt sie uns doch das erste Beispiel eines Angiospermen-Embryosackes, in welchem nach den obligaten drei Teilungsschritten noch ein vierter, ebenso regelmäßig erfolgender stattfindet, so daß an Stelle des achtkernigen der sechszehnkernige Embryosack tritt, der später entsprechend der größeren Kernzahl auch eine größere Anzahl von Zellen aufweist. Wahrscheinlich ist das Vorkommen dieser und ähnlicher vom Normaltypus der Angiospermen abweichender Formen der Embryosackentwicklung nicht allzu selten, denn von zwei vorläufigen Mitteilungen[1]), die in jüngster Zeit neue Beispiele von mehr als achtkernigen Embryosäcken ankündigten, beschreibt die eine für Vertreter aus drei Gattungen ebenfalls sechszehnkernige Embryosäcke. Weitere Beispiele sind wohl zu erwarten, sobald das Material zu neuen entwicklungsgeschichtlichen Arbeiten etwas mehr als es bis jetzt geschehen ist, den zahlreichen in dieser Richtung noch wenig oder noch gar nicht untersuchten Familien entnommen wird.

Die bis jetzt gefundenen Beispiele sechszehnkerniger Embryosäcke rechtfertigen die Aufstellung eines neuen Typus, des sechszehnkernigen Embryosackes. Sie weisen, wie im folgenden noch ausgeführt werden soll, nach gleichem oder ähnlichem Entwicklungsgang Verschiedenheiten in der endgültigen Ausbildung des Embryosackes auf, welche für das Verständnis des neuen, wie des Normaltypus wichtig sind. Die bisher bekannt gewordenen Beispiele sechszehnkerniger Embryosäcke zeigen folgende Entwicklung und Differenzierung.

I. Sechszehnkerniger Embryosack mit vier Dreiergruppen von Zellen und vier miteinander verschmelzenden „Polkernen".

Diese interessante Differenzierung des Embryosackinhaltes findet sich nach der vorläufigen Mitteilung von STEPHENS bei Vertretern der in ihrem Vorkommen auf das Kapland beschränkten Familie der *Penaeaceae*, von denen fünf Arten aus den Gattungen *Sarcocolla*, *Penaea* und *Brachysiphon* untersucht worden sind. Der Embryosackentwicklung geht eine Teilung der Embryosackmutterzelle in vermutlich drei Tochterzellen, also eine fast vollständige Tetradenteilung, voraus. Nach den zwei ersten Teilungsschritten sind im Embryosack die vier Kerne mehr oder weniger kreuzweise gelagert. Infolge der Ausbildung eines großen zentralen Saftraumes werden sie auf diesem Stadium mit dem Cytoplasma an die Wand gedrängt. Jeder der vier Kerne liefert nun durch zwei weitere Teilungen eine Gruppe von vier Kernen. In allen Vierergruppen erfolgt um drei Kerne Zellbildung, so daß vier eiapparatähnliche Gruppen gebildet werden. Die vier freibleibenden Kerne, „Polkerne“, vereinigen sich im Zentrum des Embryosackes zu einem einzigen großen Kern, dem sekundären Embryosackkern. So weit der kurzen Mitteilung STEPHENS zu entnehmen ist, sind die vier Kern- und späteren Zellgruppen im Embryosack der *Penaeaceae* ihrer Entstehung nach unter sich und ebenso den beiden Gruppen im Embryosack des Normaltypus vollkommen gleichwertig.

---

[1]) STEPHENS E. L., A preliminary note on the Embryo-Sac of certain *Penaeaceae*. Ann. of Botany, Vol. 22, Nr. 86, April 1908, p. 329; CAMPBELL D. S., The Embryo-sac of *Pandanus*. Ann. of Botany. Vol. 22, Nr. 86, April 1908, p. 330.

II. Sechszehnkerniger Embryosack mit drei Dreiergruppen von Zellen und sieben miteinander verschmelzenden Kernen.

Diese Differenzierung weist der Embryosack von *Gunnera macrophylla* und wahrscheinlich auch anderer *Gunnera*arten auf. Nach der zweiten Kernteilung sind im Embryosacke die vier Kerne kreuzweise gelagert. Nach der dritten Teilung liegen zunächst zwei Kerne am Mikropylarende, zwei am Antipodialende und vier in der Mitte. Diese letzteren wandern an die Basis des Embryosackes, so daß also am Ende des Achtkernstadiums der eine Pol des Embryosackes zwei, der andere sechs Kerne aufweist. Beim Normaltypus ist die Bipolarität des Embryosackes gewöhnlich schon nach der ersten Kernteilung streng durchgeführt. Bei den *Penaeaceae* bleibt sie aus, bei *Gunnera* (ebenso bei *Peperomia hispidula*) wird sie sehr spät, erst im Achtkernstadium eingeleitet. Durch den vierten Teilungsschritt entstehen im Embryosack von *Gunnera* am Mikropylende vier, am Chalazaende zwölf Kerne. Die ersteren liefern die Kerne des Eiapparates und einen Polkern, die letzteren sechs Antipoden (zwei Gruppen) und sechs freie Kerne (die „Polkerne“ zweier Vierergruppen und die vier Kerne einer Vierergruppe?), die sich mit dem Polkern des Eiapparates zum sekundären Embryosackkern vereinigen.

Gunnera wird gewöhnlich mit anderen vorwiegend australischen und neuseeländischen Gattungen (*Loudonia*, *Halorrhagis*, *Meionectes*, *Serpicula*, *Proserpinaca*) und den auch bei uns vertretenen Gattungen *Hippuris* und *Myriophyllum* zur Familie der *Halorrhagidaceae* zusammengefaßt. Über die Entwicklungsvorgänge im Embryosack dieser *Gunnera* am nächsten stehenden Formen ist noch sehr wenig bekannt. Nur für einen einzigen Vertreter dieser Gattungen, *Hippuris vulgaris*, liegen Angaben vor. Nach den Untersuchungen von FISCHER[1]) erfolgt in der Samenanlage von *Hippuris* nach einer normalen Tetradenteilung die Entwicklung der untersten der vier Tetradenzellen zum Embryosack nach dem Normaltypus der Angiospermen.

III. Sechszehnkerniger Embryosack mit einer einzigen (auf zwei Zellen reduzierten) Zellgruppe, sechs isolierten Zellen und acht verschmelzenden Kernen oder mit vierzehn zum sekundären Embryosack zusammentretenden Kernen.

Hierher gehören die verschiedenen von CAMPBELL und JOHNSON untersuchten *Peperomia*arten. Bei der von beiden Forschern zuerst untersuchten *Peperomia pellucida* entstehen im Plasma des Embryosackes durch einen vierten Teilungsschritt ebenfalls sechzehn Kerne, die ungefähr gleichmäßig im Plasma verteilt liegen. In der Mykropylengegend differenzieren sich um zwei derselben die nackte Eizelle und eine Synergide. Acht Kerne ballen sich nach der Befruchtung zum sekundären Embryosackkern zusammen. Die sechs verbleibenden Kerne behalten ihre seitliche Stellung bei und werden durch Membranen vom übrigen Embryosack abgetrennt. Bei der Bildung des Endosperms werden sie zusammengedrückt und resorbiert. Der Entwicklungsgang von *Peperomia hispidula*, der vor kurzem von JOHNSON beschrieben worden ist, zeigt bis zum Vierkernstadium Übereinstimmung mit den *Penaeaceae* und *Gunnera*, im achtkernigen Stadium noch mit *Gunnera*. Von den acht Kernen liegen wieder zwei in einer Plasmaansammlung am Mikropylenende, die sechs anderen am Chalazaende des Embryosackes. Nach dem letzten Teilungsschritte sind hier zwölf, dort vier Kerne vorhanden. Um einen der letzteren entsteht eine wohlgeformte Eizelle, um einen anderen eine Synergide, während die beiden übrigen Kerne dieser Vierergruppe ins Zentrum des Embryosackes wandern, um sich dort mit den sämtlichen zwölf Kernen der Antipodenseite zu vereinigen. Die Verschmelzung des sekundären Embryosackkerns mit dem zweiten Spermakern ist bei den *Peperomia*arten, ähnlich wie bei *Gunnera*, noch nicht nachzuweisen gelungen.

---

[1] FISCHER A., Zur Kenntnis der Embryosackentwicklung einiger Angiospermen. Jenaische Zeitschrift für Naturwissenschaft. Bd. 14. 1880. S. 117.

In welchem Verhältnis stehen nun diese Beispiele sechszehnkerniger Embryosäcke zum achtkernigen Normaltypus der Angiospermen? Anhaltspunkte für eine Ableitung derselben vom Normaltypus fehlen vollständig. Es ist also zu untersuchen, ob sie als Vertreter eines älteren oder eines neben dem achtkernigen entstandenen Entwicklungstypus aufzufassen sind. Der Auffassung derselben als älterer Formen scheint zunächst das Ausbleiben der Tetradenteilung der Embryosackmutterzelle bei *Gunnera* und *Peperomia* hinderlich zu sein. Zählt man nämlich die Kernteilungsschritte, die zum achtkernigen Embryosack der Angiospermen führen, nicht von der ersten Teilung in der Embryosackzelle, sondern von derjenigen in der Embryosackmutterzelle an, so erfolgen zur Bildung des Normaltypus bei vollkommener Tetradenteilung fünf Teilungsschritte, also mehr als zur Bildung des sechszehnkernigen Embryosackes von *Gunnera* und *Peperomia*. Teilt sich die Embryosackmutterzelle dagegen nur einmal in zwei Tochterzellen, von denen die eine zum Embryosacke wird, so ist die Anzahl der Teilungsschritte ebenfalls vier. Das Ausbleiben der die Reduktionsteilung begleitenden Tetradenbildung der Embryosackmutterzelle ist nun sicher kein Merkmal primitiven, sondern vielmehr reduzierten Verhaltens. Es sind aber, wie durch zahlreiche Beispiele belegt werden kann, die Entwicklungsvorgänge im Embryosack unabhängig von seiner Entstehung. Es braucht nur an das Beispiel der *Liliaceen*1) erinnert zu werden, um zu zeigen, daß innerhalb einer Familie, ja oft innerhalb einer Gattung, die mannigfaltigsten Variationen und Reduktionen im Verlauf der Tetradenteilung eingetreten sind, ohne daß deshalb die Teilungsvorgänge in der Embryosackzelle und die später erfolgende Zellbildung in derselben irgendwelche Verschiedenheit zeigen würden. Die Reduktion der Tetradenteilung bei den *Penaeaceae*, sowie das vollständige Ausbleiben dieser Teilung bei *Gunnera* und *Peperomia* wird also ebensowenig von Einfluß auf die Vorgänge während der nachfolgenden Embryosackentwicklung sein wie bei den *Liliaceen* und anderen Angiospermen mit normalem achtkernigen Embryosack. Es liegen also keine Anhaltspunkte vor, daß der vierte Teilungsschritt im Embryosacke

---

1) Siehe z. B. Ernst, A., Chromosomenreduktion, Entwicklung des Embryosackes und Befruchtung bei *Paris quadrifolia* L. und *Trillium grandiflorum* Salisb. Flora, Bd. 91, 1902, S. 7 und Coulter, J. M. und Chamerlain, Ch. J. Morphologie of Angiosperms. New York 1903, S. 77.

etwa in Beziehung zu setzen wäre mit der Unterdrückung zweier Teilungsschritte während der Entstehung desselben. Ein zweiter Einwand, der gegen die Auffassung des sechzehnkernigen Embryosackes als einer unabhängigen älteren Form möglich wäre, könnte Bezug nehmen auf die, wenigstens bei *Gunnera* und *Peperomia*, nicht mit der Vermehrung der Kernzahl schritthaltende Vermehrung der Zellenzahl und die Vereinigung einer größeren Anzahl freibleibender Kerne. Im achtkernigen Embryosack des Normaltypus werden in der Regel um sechs der acht Kerne Zellen gebildet. Die Archegontheorie von PORSCH[1]) deutet die beiden Kern- und nachherigen Zellgruppen des Embryosackes als polar gelagerte Archegonien, von denen jedes aus vier Zellen resp. Kernen besteht, zwei Halszellen, der Eizelle und dem Bauchkanalkern. Der Eiapparat mit dem oberen Polkern (Bauchkanalkern des Archegoniums) stellt das obere, die Antipodengruppe mit dem unteren Polkern das untere Archegonium dar. Dieser Auffassung entspricht, wie PORSCH ausführt, wenigstens im typischen achtkernigen Embryosacke, Gestalt und Funktion der einzelnen Bestandteile und sie erklärt auch die Achtzahl der Kerne, sowie die Polarität und entwicklungsgeschichtliche Gleichheit beider Embryosackhälften. Nun ist ja allbekannt und braucht nicht ausführlich mit Beispielen belegt zu werden, daß der Vorgang der Zellbildung im achtkernigen Embryosack lange nicht bei allen Arten gleichmäßig erfolgt, sondern vielmehr bald die Ausbildung der Synergiden, bald einzelner oder aller Antipodenzellen unterbleibt, und für einzelne Arten, z. B. für die wildwachsenden Tulpen ist von GUIGNARD[2]), für *Juglans*-arten von KARSTEN[3]) und NAWASCHIN[4]) ein vollständiges Ausbleiben der Zellbildung im Embryosack beschrieben worden.

Der entwicklungsgeschichtlichen Gleichheit der beiden Vierergruppen im bipolaren Embryosack des Normaltypus entspricht nun im sechszehnkernigen Embryosacke diejenige der vier quadripolar gelagerten Vierergruppen bei den *Penaeaceae*. Bei *Gunnera macrophylla* und *Peperomia hispidula* findet die gleichmäßige Ausbildung der vier Vierergruppen nicht mehr statt und die quadripolare Anordnung der Kerne wird nur während der ersten Entwicklungsstadien, bis nach dem dritten Teilungsschritte, beibehalten. Im achtkernigen Embryosacke derselben wandern die Kerne der beiden mittleren Gruppen an den basalen Teil des Embryosackes hinunter, so daß schon vor der letzten Teilung eine bipolare Anordnung ungleichwertiger Kerngruppen zustande gekommen ist. Nach dem vierten Teilungsschritte werden im sechzehnkernigen Embryosacke von *Gunnera* die drei Zellen des Eiapparates und die sechs Antipoden gebildet. Bei *Peperomia pellucida* entstehen zwei Zellen des Eiapparates und sechs an der Wand zerstreut liegende kleine (Antipoden?)zellen, bei *Peperomia hispidula* nur die zwei Zellen des Eiapparates. Betrachtet man diese Gestaltungsverhältnisse im sechzehnkernigen Embryosacke vom Standpunkte der Archegontheorie, so enthält der Embryosack der *Penaeaceae* mit seinen vier quadripolar gelagerten Gruppen vier Archegonien, deren Bauchkanalkerne sich als die vier Polkerne zum sekundären Embryosackkern vereinigen. Bei *Gunnera* und *Peperomia* ist der Vorgang der Zellbildung innerhalb der vier Gruppen mehr oder weniger unvollständig. Zellbildung und Kernverschmelzung im Embryosacke von *Gunnera* entsprechen der Bildung dreier Archegonien. Mit den drei Bauchkanalkernen derselben vereinigen sich die vier Kerne des vierten Archegoniums. Nur ausnahmsweise (7 Antipoden) wird auch noch um einen Kern der vierten Gruppe eine besondere Zelle ausgebildet. Als Bildung dreier zum Teil in der Zellenzahl, zum Teil in der Zellengröße reduzierter Archegonien können nach dieser Theorie die Vorgänge im Embryosacke von *Peperomia pellucida*, eines einzigen auf zwei Zellen reduzierten Archegoniums diejenigen im Embryosacke von *Peperomia hispidula* gedeutet werden.

---

[1]) PORSCH, O., Versuch einer phylogenetischen Erklärung des Embryosackes und der doppelten Befruchtung der Angiospermen. Jena 1907.

[2]) GUIGNARD, L., L'appareil sexuel et la double fécondation dans les *Tulipes*. Ann. Sc. nat. Bot. 7, Vol. 11, p. 365—387, 1900.

[3]) KARSTEN, G., Über die Entwicklung der weiblichen Blüten bei einigen *Junglandaceen*. Flora. Bd. 90, 1902, S. 316—333.

[4]) NAWASCHIN, S., Ein neues Beispiel der Chalazogamie. Bot. Centralblatt, Bd. 63, 1895, S. 353—357.

Die Verschmelzung einer größeren Anzahl von Kernen im sechszehnkernigen Embryosack (vier bei den *Penaeaceae*, sieben bei *Gunnera macrophylla*, acht bei *Peperomia pellucida* und zwölf bei *Peperomia hispidula*) scheint mir, obschon dieser Vorgang auf den ersten Blick am auffälligsten ist, für die Auffassung des ganzen Entwicklungsganges von geringster Bedeutung zu sein. Im sechszehnkernigen Embryosacke folgt einfach dem Vorgange der Zellbildung die Vereinigung aller noch frei im Embryosacke verbliebenen Kerne. Das gleiche ist, wie STRASBURGER[1]) ausgeführt hat, im achtkernigen Embryosack der Fall, in welchem, wie in anderen an sich einkernigen Zellen, denen aus irgendwelchem Grunde zwei oder mehr Kerne zufielen, es ebenfalls zu einer Verschmelzung der frei gebliebenen Kerne kommt. Werden im achtkernigen Embryosacke weniger als sechs Zellen ausgebildet, indem die Ausbildung von Synergiden oder Antipoden unterbleibt, so können die betreffenden Kerne wie z. B. für *Alchimilla* von MURBECK[1]) festgestellt worden ist, sich ebenfalls mit den Polkernen zum sekundären Embryosackkern vereinigen. Von großem biologischen Werte scheint wenigstens bei *Peperomia* diese ungewöhnliche Vermehrung der Kernmasse vor Beginn der Endospermbildung nicht zu sein. Die Teilungsenergie des großen, sekundären Embryosackkerns bleibt recht gering und das Endosperm, das im reifen Samen nur aus 40 bis 50 Zellen besteht, spielt im Vergleich zum Perisperm, dem eigentlichen Nährgewebe, eine geringe Rolle.

---

[1]) STRASBURGER, E., Die Samenanlage von Drimys Winteri. l. c. Seite 223.

Aus den vorstehenden Betrachtungen geht wohl hervor, daß die besprochenen Beispiele sechzehnkerniger Embryosäcke nicht vom achtkernigen Typus abzuleiten sind. Sie bilden Glieder einer Formenreihe, deren Ausgangsform die doppelte Kern- und Zellenzahl des Normaltypus enthält und innerhalb welcher Abweichungen nach denselben Richtungen, wie vom Normaltypus aus, vorhanden sind. Es brauchen daher diese abweichenden Formen nicht in gerader Linie in der Aufwärtsentwicklung des typischen achtkernigen und dessen weiterer Reduktionsform, des vierkernigen Embryosackes zu liegen. Betrachtet man in der Aufwärtsentwicklung der Geschlechtsgeneration der Embryophyten die Reduktion der Archegonien und ihrer Anzahl, als besonders charakteristisch, so lassen sich wenigstens zwei der beschriebenen Formen sechszehnkerniger Embryosäcke als dem Normaltypus der Angiospermen vorausgehende Glieder am Schlusse der ganzen Reihe deuten. Ausgehend von einem Embryosack mit vier Archegonien (*Penaeaceae*) findet im sechszehnkernigen Embryosack eine Reduktion auf drei Archegonien (*Gunnera*) statt. Der achtkernige Embryosack repräsentiert zwei Archegonien und bei einzelnen Vertretern, bei denen der dritte Kernteilungsschritt im Embryosack unterbleibt, wie bei *Cypripedilum*[1]), oder bei denen die zur Bildung der basalen Vierergruppe führenden Teilung ausfallen, wie bei *Helosis guyanensis*[2]) und *Limnocharis emarginata*[3]), liegt im Embryosacke mit einer einzigen Vierergruppe (einem Archegonium) das Schlußglied in der Reduktion des Embryosackes innerhalb der Angiospermen vor.

---

[1]) MURBECK, S., Über Anomalien im Baue des Nucellus und des Embryosackes bei parthenogenetischen Arten der Gattung *Alchimilla*. Lunds Univ. Arsskrift. Bd. 38, Afd. 2, 1902. No. 2, pag. 6.

In dieser kurzen Betrachtung verschiedenartiger Embryosackverhältnisse bei Angiospermen sind absichtlich die systematische Stellung der genannten Pflanzen, das Vorkommen oder Fehlen primitiver Merkmale an der Sporophytengeneration usw. nicht in die Diskussion gezogen werden. Die Verwandtschaftsverhältnisse innerhalb der Angiospermen sind noch zu sehr umstritten und nach dem bisherigen Stande unserer Kenntnisse ist es wenig wahrscheinlich, daß die Entwicklungsvorgänge im Embryosack wesentliche Merkmale zur Feststellung der Beziehungen der Angiospermenreihen untereinander und zu den Gymnospermen liefern werden. Ferner ist sehr wohl möglich, daß die Formen, die uns weiteren Aufschluß über die Phylogenie des Embryosackes der Angiospermen zu geben vermögen, nicht ausschließlich unter denjenigen zu suchen sind, welche auch in den Merkmalen der Sporophytengeneration Anklänge an die Gymnospermen aufweisen. Einen Fingerzeig in dieser Richtung geben auch andere mit der Bildung der Geschlechtsgeneration in Beziehung stehende Vorgänge wie zum Beispiel derjenige der Archesporbildung. Das Vorkommen einer größeren Anzahl von Archesporzellen im Nucellus der Angiospermen-Samenanlage ist sicher ein Merkmal primitiven Charakters, und doch findet man Beispiele dafür nicht nur bei Formen mit vermutlich primitiven Sporophyten wie *Casuarina, Fagaceen, Betulaceen* und *Salicaceen*, sondern, wie die Zusammenstellung bei Coulter und Chamberlain[4]) zeigt, auch in hochstehenden Reihen, z. B. bei Vertretern von vierzehn Gattungen der *Rosaceen*, bei *Ranunculaceen*, auch bei vereinzelten Vertretern anderer Familien wie *Helianthemum, Capsella, Loranthus, Thesium* und gelegentlich bei *Asclepiadaceen, Rubiaceen* und *Compositen*. Das primitive Merkmal eines mehrzelligen Archespors ist also nicht mit dem Vorkommen anderer primitiver Merkmale am Sporophyten verknüpft und in gleicher Weise kann auch der Vorgang der Embryosackgestaltung von denselben unabhängig sein. Aufgabe künftiger Untersuchungen wird es sein, weitere Ausnahmen vom Normaltypus der Embryosackentwicklung der Angiospermen aufzusuchen. Es ist zu erwarten, daß noch mehr Beispiele zu finden sind, welche, wie die sechszehnkernigen Embryosäcke der *Penaeaceae*, von *Gunnera* und *Peperomia* unsere Kenntnis der Entwicklungsvorgänge im Embryosack der Angiospermen wesentlich erweitern und uns schließlich zu einer sicher begründeten Auffassung ihrer Bedeutung und ihrer Phylogenie führen werden.

---

[1]) Pace, L., Fertilisation in *Cypripedilum*. Botan. Gazette, Vol. 44. Nov. 1907 S. 356.

[2]) Chodat, R. et Bernard, Ch., Sur le sac embryonnaire d'*Hélosis guyanensis*. Journal de Botanique, Vol. 14, 1900. Sep.-Abdr. S. 11.

[3]) Hall, J. G., An embryological Study of *Limnocharis emarginata*. Bot. Gazette. Vol. 32, 1902. pag. 214—218.

[4]) Coulter, J. M. and Chamberlain, Ch. J., l. c. pag. 61.

Zürich, Pflanzenphysiologisches Institut der Universität.

Erklärung der Abbildungen zu Tafel VII.

Figur 1. Junges Ovulum zur Zeit der Integumentbildung. Embryosackmutterzelle von zweischichtigem Nucellusgewebe umschlossen. Kern der Embryosack(mutter)zelle im Synapsisstadium. Vergr. 420 : 1.

Figur 2. Embryosackzelle kurz nach der ersten Kernteilung. Zwischen den beiden Kernen sind noch einzelne Spindelfasern sichtbar. Vergr. 420 : 1.

Figur 3 u. 4. Beginn der Vakuolenbildung im Cytoplasma des zweikernigen Embryosackes. Vergr. 420 : 1.

Figur 5 u. 6. Vierkernige Embryosäcke mit kreuzweise gelagerten Kernen; vakuoliges Cytoplasma. Nucellus am Scheitel des Embryosackes auf diesem wie auf allen späteren Stadien der Entwicklung zweischichtig. Länge des Embryosackes auf diesem Stadium 70—90 μ. Vergr. 420 : 1.

Figur 7—9. Achtkernige Embryosäcke. Nach der Teilung der vier kreuzweis gelagerten Kerne bleiben die beiden Abkömmlinge des Kernes am Mikropylenende in einer Cytoplasmaansammlung dieser Seite, ebenso erfahren die Abkömmlinge des im Viererstadium basal gelagerten Kernes keine Stellungsveränderung. Die vier mittleren Kerne dagegen wandern an das Chalazaende, so daß hier eine Gruppe von sechs Kernen entsteht. Vergr. 420 : 1.

Figur 10. Achtkerniger Embryosack unmittelbar vor der letzten Kernteilung. Vergr. 420 : 1.

Figur 11. Junger Eiapparat. Die beiden Synergiden nehmen den Scheitel des Embryosackes ein, sie sind auf diesem Stadium noch dicht mit Plasma erfüllt. Eizelle mit scheitelständigem Kern und basaler Vakuole. An der Seitenwand des Embryosackes erfolgt die Vereinigung des oberen mit dem großen unteren Polkern. Vergr. 420 : 1.

Figur 12. Ausgewachsene Eizelle mit einer Synergide am Scheitel des Embryosackes. Vergr. 420 : 1.

Figur 13. Embryosack mit Eiapparat, Antipoden und den verschmelzenden Polkernen. Eizelle mit scheitelständigem Kern und basaler Vakuole. Synergide mit inverser Lagerung von Kern und Vakuole. Die sechs Antipoden sind zu zwei Dreiergruppen angeordnet. Die Vereinigung des oberen und des unteren Polkernes erfolgt in einem zentralen, den Eiapparat mit den Antipoden verbindenden Plasmastrang. Länge des Embryosackes auf diesem Stadium (nach Messungen an mehreren Präparaten) 175—190 μ, Breite desselben 75—88 μ. Vergr. 420 : 1.

Figur 14—16. Verschiedene Formen der sechszelligen Antipodengruppe an der Basis des Embryosackes. In Figur 15 die eine Dreiergruppe an der Basis, die andere etwas seitlich verlagert; in Figur 16 drei kleinere und drei größere Antipoden, die alle sechs bis an die Basis des Embryosackes reichen. Vereinigung der Polkerne unmittelbar oberhalb der Antipoden. Vergr. 420 : 1.

Figur 17—19. Verschiedene Stadien der Vereinigung der sechs vom Antipodialende herstammenden freien Kerne. (Jeder Kern mit Kernkörperchen.) Vergr. 760 : 1.

Figur 20. Vereinigung des unteren Polkerns (d. h. des Verschmelzungsproduktes der sechs freien Kerne vom Antipodialende) mit dem oberen Polkern. Im unteren Polkerne sind noch die Kernkörperchen der 6 verschmolzenen Kerne bei verschiedener Einstellung zu unterscheiden. Durchmesser des unteren Polkernes 27—30 μ, des oberen 15 und 7,5 μ. Vergr. 760 : 1.

---

49. Margery S. Rosing: Der Zucker- und Stärkegehalt in den Schließzellen offener und geschlossener Spaltöffnungen.

(Vorläufige Mitteilung.)

(Eingegangen am 23. Juni 1908.)

Es ist bekannt, daß die Turgeszenz der Schließzellen der Spaltöffnungen bei offener Spalte größer ist als bei geschlossener. Die Ursache dieser Volumenzunahme muß eine osmotisch wirkende, organische oder unorganische Substanz im Inhalt der Schließzellen sein. Es liegt nun nahe, aus dem fast regelmäßigen Auftreten von Chlorophyllkörnern in den Spaltöffnungschließzellen anzunehmen, daß diese osmotisch wirksame Substanz ein lösliches Assimilationsprodukt, wahrscheinlich eine Zuckerart sei, die dann beim Schließen der Spalte in osmotisch unwirksame Stärke verwandelt oder veratmet wird. Dafür spricht auch die Tatsache, daß volles Licht, wie festgestellt1) worden ist, gewöhnlich eine Erweiterung der Öffnung, Verdunkelung eine Verengung oder ein Schließen der Spalte bewirken. So nehmen auch MOHL2), KOHL3) und HABERLANDT4) an, daß diese assimilatorische Tätigkeit der Chlorophyllkörner, möglicherweise eine Erklärung für das Öffnen und Schließen der Stomata bilde; bisher aber hat man noch nicht mikrochemisch untersucht, ob es wirklich der Zucker- und Stärkegehalt sind, welche beim Öffnen und Schließen der Spaltöffnungen ursächlich beteiligt sind. Dieses Problem ist es, mit dem ich mich beschäftigte. Herrn Geheimrat KNY danke ich für den Hinweis auf dieses Problem, und ihm sowie den Herren Privatdozent Dr. MAGNUS und Dr. WÄCHTER für die Förderung, welche sie meinen Untersuchungen zuteil werden ließen.

Für die Untersuchung eignen sich dünne Blätter am besten, da sie in unverletztem Zustande untersucht werden können, und dadurch mehr Sicherheit geben, daß die Stomata sich in ihrem natürlichen Zustande befinden und nicht durch äußere Einflüsse eine Veränderung erlitten haben. Abgezogene Epidermis zu verwenden, erwies sich als unzuverlässig. Die Stomata dürfen auch nicht von zu komplizierter Struktur sein, damit man mikroskopisch leichter feststellen kann, ob sie offen oder geschlossen sind. Aus diesem Grunde konnte folgendes Material, welches sich bei mehreren Versuchen als unzulänglich erwies, nicht verwendet werden:

Allium Cepa,
Hyacinthus orientalis,
Richardia aethiopica,
Sempervivum-Arten,
Alliaria officinalis,
Eranthis hiemalis,
Hydrocharis morsus ranae,
Zea Mais,
Tradescantia discolor, Seloi. zebrina.

Ziemlich gute Resultate gaben:

Viola altaica,
Tropaeolum majus,
Trianaea bogotensis,
Plantago major,
Glechoma hederaceum.

---

1) SCHWENDENER, Über Bau und Mechanik der Spaltöffnungen. Monatsber. der Berliner Akad. d. Wiss. 1881; MOHL, Bot Ztg. 1856; KOHL, Transpiration d. Pflanzen, 1886; N. J. C. MÜLLER, Jahrb. f. wiss. Bot., 1872, Bd. 8.

2) MOHL, Bot. Ztg., 1856.

3) KOHL, Über Assimilationsenergie und Spaltöffnungsmechanik. Bot. Centralblatt. Bd. 64, 1895, S. 109.

4) HABERLANDT, Physiologische Pflanzenanatomie, 3. Aufl., 1896. S. 395.

Die besten Resultate gaben:

Impatiens Balsamina,
Impatiens parviflora.

Der Zuckernachweis wurde mit der FEHLINGschen Lösung geführt, die anfangs in folgender Weise zur Anwendung gebracht wurde. Die ganzen Blätter wurden in eine konzentrierte Kupfersulfatlösung gelegt, und mit der Wasserluftpumpe zehn bis dreißig Minuten ausgepumpt; dann schnell in destilliertem Wasser abgespült und in eine siedende Lösung von 50 g Seignettesalz, 50 g Ätznatron und 100 g Wasser gebracht und für einige Sekunden gekocht; dann in Wasser gewaschen und in Glyzerin auf den Objektträger gelegt. Der mikroskopische Stärkenachweis geschah nach der Methode von A. MEYER[1]).

Die Blätter von *Impatiens Balsamina* nach dieser Methode gaben folgende Resultate:

im Licht . .	Stomata offen .	Zucker in Schl.-Z. . . .	wenig Stärke in Schl.-Z.
im Dunkeln	„ geschl.	kein Zucker in Schl.-Z	viel „ „ „

In gleicher Weise mit *Viola altaica*:

im Licht . .	Stomata offen .	viel Zucker in Schl.-Z.	keine Stärke in Schl.-Z.
im Dunkeln	„ geschl.	kein „ „ „	ein wenig Stärke in „

Aber in manchen Fällen zeigt sich, daß nicht nur die Schließzellen, sondern auch die benachbarten Epidermiszellen viel Zucker enthielten, und in diesen Fällen war auch bei geschlossenen Spaltöffnungen im Dunkeln sowohl in den Schließzellen als in den übrigen Epidermiszellen viel Zucker nachweisbar. Es müssen also für die Untersuchung zwei Fälle unterschieden werden. Es können nämlich einmal, sowohl die Schließzellen als auch die benachbarten Zellen Zucker enthalten. In diesem Falle würde es also genügen, daß beim Schließen der Schließzellen ihr Zuckergehalt unter ein bestimmtes Maß sinkt, respektive beim Öffnen über ein bestimmtes Maß steigt. — Es ist aber auch denkbar, daß ausschließlich die Schließzellen bei geöffneter Spalte Zucker enthalten, während die benachbarten Zellen zuckerfrei sind. In diesem Falle müßten die Schließzellen bei geschlossener Spalte gleichfalls zuckerfrei sein.

Da es nur sehr schwer oder vielleicht unmöglich ist, mit Sicherheit einen Quantitätsunterschied mittels der FEHLINGschen Lösung festzustellen, mußte versucht werden, das Problem auf den ersten Fall zu beschränken.

Ich benutzte daher Blätter von *Impatiens Balsamina*, die 3 Tage

---

1) DETMER, Das kleine Pflanzenphysiologische Praktikum, S. 25.

lang im Dunkeln gehalten worden waren. Die hauptsächlich von STAHL[1]) angewendete Kobaltprobe und die mikroskopische Untersuchung zeigten die Stomata geschlossen, und als die Blätter in obiger Weise mikroskopisch untersucht wurden, zeigte es sich, daß weder in den Schließzellen noch in den benachbarten Zellen Zucker vorhanden war, hingegen reichlich Stärke in den Schließzellen und keine in den benachbarten Zellen. Die Pflanze wurde dann ins Tageslicht gestellt. Nach einigen Stunden öffneten sich die Stomata. Jetzt enthielten ausschließlich die Schließzellen Zucker, während ihr Stärkegehalt deutlich geringer war als im Dunkeln. Wieder ins Dunkle versetzt, schlossen sich die Stomata nach 5 Stunden. Es enthielten nunmehr die Schließzellen wieder keinen Zucker, ebenso nicht die benachbarten Zellen, während der Stärkegehalt der Schließzellen wieder erheblich gestiegen war. Die folgende Tabelle enthält die Resultate:

Tabelle I.

Impatiens Balsamina.

Versuch	Tagesstunde	Expositionszeit	Kobaltprobe		Mikroskopischer Befund	Stärkegehalt		Zuckergehalt der Schl.-Z.
			Beginn d. Rötung	Rot		d. Nachbarzellen	der Schl.-Z.	
A	Vorm. 9,30	3 T. D.	2 Min.	—	Stomata geschlossen	kein	sehr wenig	kein
B	10,30	1 Std. L.	$^1/_2$Min	3 Min.	geschlossen 3 od. 4 offen	kein	sehr wenig	kein in d. meisten, ein wenig in einigen;
C	11,30	2 Std. L.	$^1/_3$Min.	3 Min.	geschlossen einige offen	ein wenig	< B	kein in d. meisten, viel in einigen;
D	Nchm. 12,30	3 Std. L	10 Sek.	$^1/_2$Min.	die meisten offen	viel	beinahe keine	kein in einigen, viel in den meisten;
12,30 wurde die Pflanze ins Dunkle gebracht.								
E	1,15	$^3/_4$ Std. D.	$^1/_2$Min.	$2^1/_2$ Min.	einige geschl.	wenig	> D	viel in den meisten;
F	2,00	$1^1/_2$ Std. D	1 Min.	3 Min.	meist. geschl. einige offen	wenig	> E	viel in den meisten, < E
G	3,30	3 Std. D.	5 Min.	—	beinahe alle geschl.	< F	> F	ein wenig in einigen, kein in den meisten;
H	4,00	$3^1/_2$ Std. D.	1 Min.	$2^1/_2$ Min.	meist. geschl. mehr. offen	kein	viel	kein in einigen, viel in manchen;
I	5,00	$4^1/_2$ Std. D.	2 Min.	5 Min.	geschlossen einige offen	kein	viel	kein in den meisten, wenig in einigen;
K	5,30	5 Std. D.	4 Min.	—	geschlossen	kein	viel	kein
L	6,30	6 Std. D.	6 Min.	—	geschlossen	kein	viel	kein

3 T. D. heißt die Pflanze war 3 Tage im Dunkeln.

---

[1]) STAHL, Bot. Ztg, Originalabh., 1894, S. 118.

Aber man hat nicht immer solche befriedigenden Resultate wie in dieser Tabelle. Bei der Prüfung auf Zucker zeigte sich nicht immer ein Niederschlag von Kupferoxydul in den Schließzellen, wenn die Stomata offen waren; und sehr oft, wenn die Stomata geschlossen waren, blieb ein bläulich-brauner Niederschlag zurück, der nicht als Kupferoxydul angesprochen werden konnte, in den Schließzellen. Daß Gerbstoff nicht die Ursache dieses bläulichen Niederschlages ist, stellte ich durch Prüfung mit Kaliumbichromat fest. Ich konnte somit die Anwendung der FEHLINGschen Reaktion nicht für hinreichend einwandsfrei erachten, und verwendete viel Zeit darauf, sie zu verbessern.

Die Blätter wurden mit der Wasserluftpumpe evakuiert und in der konzentrierten Lösung von Kupfersulfat so lange gelassen, bis alle Luft aus ihnen ausgepumpt war. Dies erforderte für die belichteten Blätter $1^1/_2$—5 Minuten, für die im Dunkeln gehaltenen Blätter 5—30 Minuten. Ein kleines Stück Kupferdraht, welches ich am Stengel befestigte, hielt das Blatt in der Lösung fest während es ausgepumpt wurde, so daß das ganze Blatt mit Kupfersulfatlösung imprägniert war. Nachdem die Luft entfernt worden war, wurden die Blätter noch 5 Minuten in der Kupfersulfatlösung gelassen, dann schnell im destilliertem Wasser abgespült, und in eine siedende Lösung von 10 g Seignettesalz, 10 g Ätznatron und 10 g Wasser gebracht. Nachdem sie einige Sekunden (50 Sekunden für *Impatiens Balsamina*, 30 Sekunden für *Impatiens parviflora* und für *Glechoma hederaceum*) gekocht worden waren, wurden sie aus der Lösung genommen, mit destilliertem Wasser abgespült; dabei entfärbten sich die Schnitte und wurden nun in Glyzerin übertragen.

Diese Methode ergab den Beweis, daß auch in den Schließzellen geschlossener Spaltöffnungen stets reduzierende Substanz vorhanden ist. Wenn die Stomata offen waren, zeigten sich deutlich braune Körner. Wenn ich aber gleichzeitig Blätter prüfte, welche zwei Wochen lang im Dunkeln gewesen waren, und bei denen sowohl der mikroskopische Befund als auch die Kobaltprobe geschlossene Stomata anzeigten, färbten sich die Schließzellen bläulich und enthielten oft einen starken bläulichschwarzen Niederschlag, und längeres Kochen zeigte einen Niederschlag von Kupferoxydul in den Schließzellen, ähnlich demjenigen, welcher sich gezeigt hatte, als die Stomata offen gewesen waren. Ähnliche Resultate wurden erzielt bei Pflanzen, die einen Tag bis drei Wochen im Dunkeln gewesen waren. Es wurde stets eine Probe mit einem Blatte mit offenen Stomata und einem solchen mit geschlossenen Stomata gemacht, um den Versuch mit letzteren kontrollieren zu können.

Tabelle II.

Impatiens parviflora.

Versuch	Tagesstunde	Expositionszeit	Kobaltprobe		Mikroskopischer Befund	Stärkegehalt		Zuckergehalt der Schl.-Z.
			Beginn der Rötung	Rot		der Nachbarzellen	der Schl.-Z.	
A	Vorm. 9,30	I 1 T. D.	2 Min.	—	Stomata geschlossen	kein	sehr wenig, 2 Körner in jeder	viel Zucker
		II im Licht	2 Sek.	$^{1}/_{2}$ Min.	offen	viel	kein in d. meisten sehr wenig in einigen	„ „
		10 wurde die Pflanze I ins Licht gebracht						
B	Nchm. 1,30	I $3^{1}/_{2}$ Std. L.	5 Sek.	$^{3}/_{4}$ Min.	offen	ein wenig	kein	viel Zucker
		II im Licht	5 Sek.	$^{3}/_{4}$ Min.	offen	viel	sehr wenig	„ „
		1,40 wurde die Pflanze I ins Dunkele gebracht						
C	3,40	I 2 Std. D	10 Sek.	1 Min.	offen einige geschl	ein wenig	kein in d. meisten sehr wenig in einigen	viel Zucker
		II im Licht	10 Sek.	$^{1}/_{2}$ Min.	offen	viel	sehr wenig	„ „
D	5,40	I 4 Std. D.	$^{1}/_{3}$ Min.	—	zum Teil geschlossen manche geschlossen	kein	viel	„ „
		II im Licht	7 Sek.	$^{1}/_{3}$ Min.	offen	viel	viel $>$ C	„ „
E	6,40	I 5 Std. D.	$^{1}/_{2}$ Min.	—	die meisten geschlossen	kein	viel aber $<$ D	„ „
		II im Licht	2 Sek.	$^{1}/_{3}$ Min.	offen zum Teil geschlossen	$<$ D	$>$ D	„ „
F	Vorm 9,45	I 20 Std. D.	2 Min.	—	geschlossen einige offen	kein	sehr wenig	„ „
		II im Licht	$^{1}/_{3}$ Min.	1 Min.	offen	viel	kein in d. meisten	„ „
G	8,15	I 67 Std. D.	2 Min.	—	geschlossen 1 od. 2 offen	kein	kein	„ „
		II im Licht	7 Sek.	$^{1}/_{2}$ Min.	offen	ein wenig	kein in d. meisten	„ „

1 T. D. heißt die Pflanze war 1 Tag im Dunkeln.

Diese Ergebnisse stehen fast im Gegensatz zu den Ergebnissen, welche in der Tabelle I angeführt sind, und ich muß in dieser vorläufigen Mitteilung die Frage offen lassen, inwieweit durch weiteres Verbessern der Methode sich etwa doch noch die Richtigkeit der Resultate der ersten Tabelle ergibt, resp. inwieweit die Fehlerquelle durch Erkennung etwa vorhandener sonstiger reduzierender Substanzen sich vermeiden lassen wird.

Impatiens parviflora ergab keine guten Resultate. Die Schließzellen enthielten einen deutlichen Niederschlag von Kupferoxydul, sowohl wenn die Stomata geschlossen waren als auch wenn sie offen waren, und in beiden Fällen war kein Unterschied in der Menge des Zuckers festzustellen. Jedoch ließ sich ein deutlicher Unterschied in dem Stärkegehalt ermitteln.

Da die Zuckermenge in den Schließzellen hier anscheinend dieselbe ist, wenn die Stomata geschlossen und wenn sie offen sind, so müßte die Frage, ob der Zucker- und Stärkegehalt mit dem Öffnen und Schließen zusammenfällt, verneint werden. Wenn wir jedoch die Resultate, wie sie in der Tabelle II gezeigt werden, beachten, sehen wir eine deutliche Änderung in der Stärkemenge der Schließzellen. Wenn wir die Ergebnisse der Tabelle II vergleichen, sehen wir folgendes: Pflanze I enthielt, nachdem sie einen Tag im Dunkeln gehalten worden war, sehr wenig Stärke, ungefähr 2 Körner in jeder Zelle. Nach 4 stündiger Belichtung, wodurch sich die Stomata geöffnet hatten, war die Stärke, die sich vorher in den Zellen gezeigt hatte, verschwunden. Ins Dunkele zurückversetzt, wurde wieder Stärke in den Zellen gefunden, die an Menge zunahm, bis die Stomata sich ganz geschlossen hatten, dann enthielt jede Zelle 8 bis 10 Körner Stärke. Als die Pflanze noch länger im Dunkeln verblieb, verringerte sich die Stärkemenge wieder, und nach 3 bis 5 Tagen war sie ganz verschwunden. Ähnliche Resultate wurden mit *Impatiens Balsamina* und *Glechoma hederaceum* erzielt.

Nach A. MEYER[1]) kann Stärke im Dunkeln aus verschiedenen Zuckerarten, Mannit und Glyzerin entstehen; daher ist es möglich, daß anstatt Glukose eine andere Art reduzierender Zucker die osmotisch tätige Substanz sein kann. Oder es kann auch sein, daß die Veränderung der Glukosemenge während des Schließens und

---

1) A. MEYER, Bildung der Stärkekörner in den Laubblättern aus Zuckerarten, Mannit und Glyzerin. Bot. Ztg. 1886.

Öffnens der Stomata so gering ist, daß sie bei dieser Methode nicht zum Vorschein kommt. Es muß daher noch eine andere Methode gefunden werden, welche einen Unterschied in der Glukosemenge anzeigt, wenn die Stomata geöffnet und wenn sie geschlossen sind, falls überhaupt ein solcher existiert.

Pflanzenphysiologisches Institut der Universität Berlin.

50. P. Ascherson: Berichtigungen und Nachträge zu dem Aufsatze über Populus Euphratica in Europa.

(Eingegangen am 25. Juni 1908.)

Die Angabe a. a. O., S. 354, daß *Populus Euphratica* in Palästina die Höhe von 9 m nicht überschreite, beruht darauf, daß ich eine briefliche Mitteilung des Herrn AARONSOHN mißverstanden habe; die dort angegebenen Maße sind nur bemerkenswert für ein in dem Wüstentale Ssêl-el-Ghuwêr angetroffenes Exemplar. Im Jordan-Uferwald erreicht der Baum indes auch größere Dimensionen. Allerdings nicht überall; denn WETZSTEIN bemerkt in der in K. BOLLEs schwungvollem Aufsatz in „Deutscher Garten“ I (1881) S. 312: „Die Euphratpappel (*Populus Euphratica* Oliv.), ein Glied biblischer Dendrologie“ [1]) mitgeteilten Tagebuchstelle (a. a. O. S. 317), daß der *Gharab* an der Furt von Nimrîn, wo die Straße von Ssalt nach Jerusalem den Jordan überschreitet, nur 3—4 Klafter (ca. 6—8 m) hoch wird.

Sicherlich steht *Populus Euphratica* unseren Silber- und Schwarzpappeln, welche auch im Orient dieselbe Höhe erreichen wie bei uns, im Höhenwuchs beträchtlich nach. Sagt doch schon der deutsche

---

1) Leider hat sich die von BOLLE (a. a. O. S. 313) bei Einführung der Pflanze aus Russisch-Turkestan durch KOOPMANN und LAUCHE ausgesprochene Hoffnung, daß sich *Populus Euphratica* der von ihr aus den biblischen Traditionen verdrängten *Salix Babylonica* bald auch am Saume der deutschen Gewässer beigesellen werde, in dem seitdem verflossenen Vierteljahrhundert nicht erfüllt.

Orientreisende LEONHART RAUWOLF (Reisen, S. 183): „Dise Bäum wachsen nit besonders hoch / braiten sich aber zimlich weit auß."

J. BORNMÜLLER-Weimar, einer der besten Kenner des Orients und seiner Flora, hat auf seinen Reisen an der Euphratpappel niemals die Tracht unserer Pappeln bemerkt; er möchte sie vielmehr mit der sehr großen *Morus nigra* vergleichen. Die größten Exemplare erreichten die Höhe mittelmäßiger Linden, etwa 12—15 m; sehr oft aber sind dieselben viel niedriger, etwa 6—8 m hoch, und ihre Verzweigung beginnt in Manneshöhe, so daß dem Aufhängen einer Harfe nichts im Wege steht. Auch der persische General HOUTUM SCHINDLER gibt als höchsten von ihm beobachteten Wuchs 30—40 Fuß (etwa 10—14 m) an; derartige Bäume bildeten in einem nach ihnen Padah Bolánd benannten Hochtale Süd-Persiens, 6400 Fuß (über 2100 m) über dem Meere einen ansehnlichen Bestand. (Zeitschr. Ges. f. Erdk. Berlin XVI, 1881, S. 348.)

Dies stimmt ungefähr mit der Angabe von SCHRENCK (bei SCHWEINFURTH an der S. 353, Fußnote 2, zitierten Stelle) überein, nach der der dort besprochene Baum 8 Faden (16 m) hoch war.

Dagegen wird dieser Baum an seiner Nordgrenze, in Turkestan am Ssyr-Darja, etwa $45^1/_2$ ° N. Br., nach BORSZCZOW (bei KÖPPEN, Geogr. Verbr. des Holzgew. des europ. Rußlands und des Kauk. II. S. 352) nur 20 Fuß (6—7 m) hoch.

K. KOCH, der in seiner Dendrologie II, 1, S. 507, 508 die Gharabfrage eingehend erörtert, macht darauf aufmerksam, daß schon der genannte RAUWOLF, welcher diesen von ihm mehrfach am Euphrat angetroffenen Baum S. 160, 183 und 201 erwähnt und in dem vierten ausschließlich botanischen Teile abbildet, ihn zwar zu den Weiden rechnet, daß aber seine Angaben, sowie die allerdings nicht sehr charakteristische Abbildung keinen Zweifel darüber lassen, daß er *Populus Euphratica* gemeint hat. Die Überschrift dieser Abbildung lautet folgendermaßen: „Ein gar frembd außländisch Weidengeschlecht / welliches noch heutigs tages den Moren vnder dem alten Arabischen namen Garb bekannt, darauff Salpeter zufinden / auß dem zu vnsern zeiten auch Schießpuluer wirt gemachet / Psalm 136." Die Angaben über die Salpetergewinnung finden sich S. 183. Sie geschieht durch Auslaugung der Asche der dünnen Zweige und Blätter, die also einen beträchtlichen Gehalt an Alkalisalzen haben müssen.

Die Herkunft der von mir S. 355 erwähnten PETERMANNschen

Exemplare war KOCH offenbar nicht sicher bekannt, er schreibt: „jedenfalls aus Babylonien“. Immerhin ist es viel wahrscheinlicher, daß sie aus dem Euphrat-Tigris-Gebiet stammten, als wie ich annahm vom Jordan.

Dr. R. KIEPERT schreibt mir, daß er den Gharab zuerst an der 3,7 Kilometer westlich vom Jordan befindlichen $21\frac{1}{2}{}^0$ R warmen Thermalquelle, Aïn Hadjlah (Rebhuhnquelle) beobachtet habe.

S. 356, Text, Zeile 13 von unten muß es statt Fekau Fenân heißen.

Es soll nicht verschwiegen werden, daß auch am Jordan (nach WETZSTEIN a. a. O.) wie im Wadi-el-Achsa, die Euphratpappel in Gesellschaft einer echten Weide (wohl *Salix safsaf*) vorkommt. Auch am Euphrat traf BORNMÜLLER (wenigstens in der Gegend von Biredjik) ausgedehnte, aus mehreren Arten bestehende Weidendickichte. Trotzdem werden wohl die Reisenden RAUWOLF, AINSWORTH (dessen Buch „Researches in Babylonia“ übrigens erst 1838 erschien), WETZSTEIN und SCHINDLER Recht behalten, wenn sie die 'Arâwîm des Psalmisten in der Euphratpappel, diesem Charakterbaum des asiatischen Steppengebiets, wiederfinden und nicht in einer *Salix*-Art, am wenigsten in *S.-Babylonica*, die übrigens (gegen AINSWORTH) auch in Babylonien nicht ganz fehlt, da sie SCHINDLER (a. a. O. XIV, 1879, S. 104), wenn auch selten, in Gärten zu Baghdâd sah.

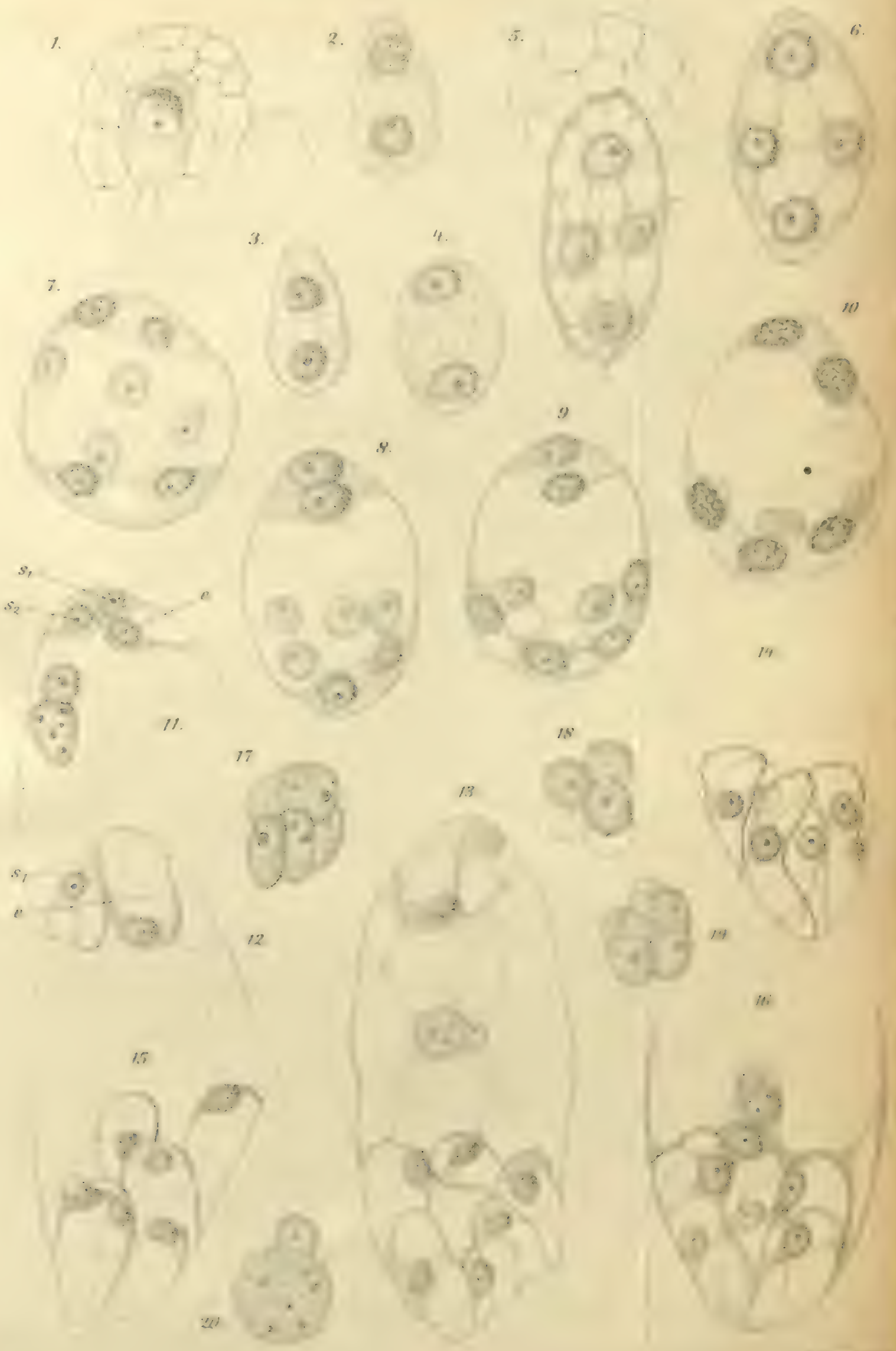
Bemerkenswert ist die ziemlich große Zahl von Namen, die dieser Baum in Persien führt. Im allgemeinen rechnen ihn die Perser, wie RAUWOLF und auch noch SCHINDLER, zu den Weiden (*bîd*); doch hörte ihn der letztgenannte Reisende (a. a. O. XVI S. 342) 3 Tagereisen nördlich von Bunder Abbâs *pas-i-bîd* nennen, wörtlich „hinter einer Weide“, also wohl soviel als „keine richtige Weide“. Der verbreitetste Name dürfte *pädä* sein, wie BORNMÜLLER bei Kermân hörte (Mitt. Thür. Bot. V, III, IV [1893] S. 40). BOISSIER schreibt *patta* und SCHINDLER wie wir oben sahen *padah*. Dieser Name findet sich auch, ebenso wie ein anderer *kâwân* als identisch mit dem arabischen *gharab* in persischen Wörterbüchern. Bei Yesd lernte BORNMÜLLER den Namen *deràcht-i-päsche* „Fliegenbaum“ kennen, der sich darauf bezieht, daß die dichtbelaubten Kronen zahllosen sehr kleinen Mücken als Zufluchtsort dienen, die die unter ihnen rastenden Karawanen aufs Aergste peinigen. Der von BOISSIER aufgeführte persische Name *terängut* ist offenbar identisch mit den von KÖPPEN (a. a. O.) aufgezählten kirgisischen *tal-turangyl*, *turangá*[1]), *duranga*, *durangun*. Ob dieser Name ursprünglich iranisch oder turanisch ist, ist mir nicht bekannt. Außerdem erwähnt K. noch die turanischen Namen *malham* und *usjak* (letzterer auch für *P. tremula* gebräuchlich). Endlich führt RAUWOLF noch (a. a. O. S. 201) *fer* als persischen Namen des „Garb“ an.

Einige in den in hebräischer und arabischer Schrift gedruckten Namen stehen gebliebene Fehler mögen als durch die daneben stehende Transskription berichtigt gelten.

---

[1] Diese Form ist bekanntlich seit BUNGE für die *P. Euphratica* und *P. pruinosa* umfassende Vatergattung in die botanische Nomenklatur übergegangen.

1.
2.
2a.
c
c
c
3.
3a.
c
c
4.
4a.
4b.
a
a
p
d
d
c
c
c
5.
p
6.
7.
x
8.
p
9.
c
a
c
c
10
c
c
11.
c
12.
c
13.
14
15.
m
16.
m
17.
m


1.
2.
5.
6.
3.
4.
7.
10
9
8.
s_1
s_2
e
11.
17
18
14
13
s_1
e
19
12.
16.
15.
20

Es wird gebeten, alle wissenschaftlichen Zusendungen für die Sitzungen im Jahre 1908 **mit genauer Angabe der Adresse des Absenders** an Herrn Geh. Oberregierungsrat Prof. Dr. A. Engler in Dahlem-Steglitz, k. bot. Garten, zu richten.

Die wissenschaftlichen Sitzungen finden mit Ausnahme der Monate August und September am letzten Freitag jeden Monats abends 7 Uhr statt.

☞ Sämtliche Mitteilungen für die Berichte müssen spätestens **acht Tage vor der Sitzung**, für welche sie bestimmt sind, dem Vorsitzenden **vollständig druckreif** im Manuskript — **die Tafeln genau im Format** (12/18 *cm*) — eingereicht werden. Die Mitteilungen **sollen der Regel nach den Umfang von 8 Druckseiten nicht überschreiten.** (Reglement § 19.) Die Aufnahme von Mitteilungen, welche in unrichtigem Deutsch abgefasst sind, muss wegen der daraus entstehenden Unzuträglichkeiten beanstandet werden. Die Beanstandung betrifft auch Arbeiten, welche Diagnosen in fehlerhaftem Latein enthalten. Es wird gebeten, im Manuskript nur eine Seite zu beschreiben und am Kopfe desselben die Anzahl der gewünschten Sonderabdrücke anzugeben.

Die Verantwortlichkeit für ihre Mitteilungen tragen die Verfasser selbst.

Alle auf die Veröffentlichung der Berichte bezüglichen Schriftstücke, Korrekturen usw. sind zu senden an Herrn Dr. W. Wächter, Steglitz bei Berlin, Florastr. 2B. Ein unmittelbarer Verkehr zwischen den Autoren und der Druckerei findet nicht statt.

Vorstand und Kommissionen der Gesellschaft für das Jahr 1908.

Für die Generalversammlung: **Schwendener**, Präsident; **Drude**, Stellvertreter.

Für die wissenschaftlichen Sitzungen in Berlin: **Engler**, Vorsitzender; **Kny**, erster Stellvertreter, **O. Reinhardt**, zweiter Stellvertreter; **H. Fischer**, erster Schriftführer, **Köhne**, zweiter Schriftführer, **Lindau**, dritter Schriftführer.

Schatzmeister: **O. Appel.**

Redaktions-Kommission: **A. Engler**, **H. Fischer**, **Köhne**, **Lindau**, **Ascherson**, **Gilg**, **Kolkwitz.**

Geschäftsführender Sekretär: **W. Wächter.**

Alle Geldsendungen, sowie die auf das Bezahlen der Jahresbeiträge bezüglichen Schriftstücke, werden franko „An die Kur- und Neumärkische Darlehnskasse für die Deutsche Botanische Gesellschaft, Berlin W. 8, Wilhelmplatz 6“, erbeten. Der Beitrag beträgt **für ordentliche Berliner Mitglieder Mk. 20, für auswärtige ordentliche Mk. 15, für alle ausserordentlichen Mitglieder Mk. 10.** Alle event. Reklamationen, die Versendung der Berichte und Sonderabdrücke betr., sind **innerhalb sechs Monate nach Abschluss des betreffenden Bandes** unmittelbar an die Verlagshandlung, **Gebr. Borntraeger**, Berlin SW 11, Grossbeeren-Str. 9, zu richten. Adressenänderungen sowie alle das Mitgliederverzeichnis betreffenden Berichtigungen oder sonstige geschäftliche Mitteilungen bittet man an Herrn Dr. W. **Wächter**, Steglitz bei Berlin, Florastr. 2B, zu senden.

⁂

Sonderabdrücke aus unseren Berichten

unterliegen folgenden Bestimmungen:

1. Jeder Autor erhält **50 Sonderabdrücke mit Umschlag broschiert kostenfrei** geliefert.
2. Für Mehrabzüge wird, sofern die Bestellung der Überzahl vor der letzten Korrektur erfolgt, die Berechnung nach folgendem Tarif durchgeführt:

1.	für jeden verwandten Bogen Papier zum Text	2	Pfennige
2.	für jede schwarze Tafel einfachen Formates	5	„
3.	bei mehrfarbigen Tafeln für jede Farbe pro Tafel mehr	3	„
4.	bei Doppeltafeln pro Tafel mehr	2	„
5.	Buchbinderlohn für jeden Abdruck	1,35	„
6.	für jeden Umschlag	1,5	„
7.	für einen besonderen Titel auf dem Umschlage, falls ein solcher gewünscht wird	3,50	Mark.

Pfennige, welche durch 5 nicht teilbar sind, werden nach oben auf 5 abgerundet.

Verlag von Gebrüder Borntraeger in Berlin
SW 11 Grossbeeren Strasse 9

TABULAE BOTANICAE

unter Mitwirkung von

A. J. Blakeslee (Cambridge, Mass.), A. Guilliermond (Lyon)

redigiert von

Privatdozent Dr. E. Baur (Berlin) und **Dr. E. Jahn** (Berlin).

Erschienen sind bereits:

Tafel I: Myxobacteriaceae, Entwicklung von Polyangium fuscum.
„ II: Fruchtkörper von Chondromyces und Myxococcus. Sporenbildung von Myxococcus.
„ III: Acrasieae. Dictyostelium.
„ IV: Sporangien und Plasmodien der Myxomyceten. Dictydium Trichia, Leocarpus.
„ V: Stoma. Rhoeo discolor.
„ VI und VII: Mucorineae. Mucor, Rhizopus.
„ VIII: Ustilagineae I. Ustilago Tragoponis.

Aus einer längeren Besprechung der **Tabulae botanicae** in Science:

> *The drawings are all accurately done, and the coloring is most excellent. The figures on these charts are so large and distinct, that even in a large lecture-room they may be easily seen by students. There is no crowding of figures (one of the common faults of botanical charts) and, as a consequence, students are in no danger of being confused in their study of the objects represented. Another pleasing feature is the fact that these are not copies of figures commonly found in botanical text-books. — The high worth of these charts should insure their wide sale especially as the price is exceedingly cheap. They are by far the best botanical charts for lecture-room use that we have yet seen.*

Ausführliche Prospekte gratis und franko.

Beigeklebt ein Prospekt der Verlagsbuchhandlung von Wilhelm Engelmann in Leipzig betr. „Richard Semon, Die Mneme."

Druck von A. W. Hayn's Erben, Berlin SW 68.

BAND XXVI a. JAHRGANG 1908. HEFT 7.

BERICHTE

DER

DEUTSCHEN

BOTANISCHEN GESELLSCHAFT.

GEGRÜNDET AM 17. SEPTEMBER 1882

SECHSUNDZWANZIGSTER JAHRGANG.

HEFT 7.

(MIT TAFEL VIII—IX.)

AUSGEGEBEN AM 14. SEPTEMBER 1908.

BERLIN.
GEBRÜDER BORNTRAEGER.
1908

Inhaltsangabe zu Heft 7.

Seite

Sitzung vom 31. Juli 1908 449

Mitteilungen:

51. A. Burgerstein: Einfluß des Lichtes verschiedener Brechbarkeit auf die Bildung von Farn-Prothallien . . 449
52. Walther Hausmann: Über die photodynamische Wirkung chlorophyllhältiger Pflanzenauszüge 452
53. N. Wassilieff: Eiweißbildung in reifenden Samen . . 454
54. A. Nestler: Die hautreizende Wirkung der Primula mollis Hook. und Pr. Arendsii Pax. (Mit Tafel VIII.) 468
55. F. Tobler: Über Regeneration bei Myrionema. (Mit 6 Textfiguren.) 476
56. Leopold von Portheim und Emil Scholl: Untersuchungen über die Bildung und den Chemismus von Anthokyanen 480
57. Karl Gaulhofer: Über die anatomische Eignung der Sonnen- und Schattenblätter zur Lichtperzeption. (Mit Tafel IX.) 484
58. E. Pantanelli: Über Pilzrevertase 494
59. Kolkwitz und Marsson: Ökologie der pflanzlichen Saprobien 505

Nächste Sitzung der Gesellschaft:

Freitag, den 30. Oktober 1908.

abends **7** Uhr,

im Hörsaale des Schwendener'schen Instituts in Berlin NW,

Dorotheenstraße 5, I.

Sitzung vom 31. Juli 1908.

Vorsitzender: Herr A. ENGLER.

Als ordentliches Mitglied ist vorgeschlagen Herr:

Kornauth, Dr., Vorstand der bakteriologischen und Pflanzenschutz-Station in **Wien** (durch O. APPEL und E. GILG).

Zu ordentlichen Mitgliedern sind proklamiert die Herren:

Müller, Dr., **Karl,** in **Augustenberg** bei Grötzingen (Baden).
Heilbronn, Alfred, in **München.**

Mitteilungen.

51. A. Burgerstein: Einfluß des Lichtes verschiedener Brechbarkeit auf die Bildung von Farn-Prothallien.

(Eingegangen am 3. Juli 1908.)

Ob Farnsporen nur im Lichte oder auch ohne Lichtzutritt zu keimen vermögen, wurde bereits wiederholt experimentell geprüft. Eine Übersicht der bisher gewonnenen Resultate (einschl. Literaturzusammenstellung) findet man in den einschlägigen Abhandlungen von N. SCHULZ (Botan. Central-Bl. Beihefte, Bd. XI, 1902 S. 81) und von A. LAAGE (ebenda, Bd. XXI, 1907 S. 76), weshalb es überflüssig wäre, hier ein neues Resümee des Gegenstandes zu geben. Nur einige Bemerkungen möchte ich beifügen.

SCHULZ gibt an, daß, während BORODIN (u. A.) gefunden hat, daß Farnsporen nur im Lichte keimen, BECK, der mit *Scolopendrium vulgare* gearbeitet hat, zu einem entgegengesetzten Resultate gelangte.

Der von SCHULZ beigefügte Literaturnachweis (Bot. Ztg. 1878, S. 780) bezieht sich auf einen Abdruck aus dem Sitzungsanzeiger der K. Akad. der Wissensch. Wien. In letzterem (ebenso in dem Abdruck in der Botan. Zeitung) heißt es aber wörtlich: „Die Keimung der Sporen von *Scolopendrium vulgare* erfolgt nur im Lichte von genügender Intensität.“ In einer bald darauf in den Verhandl. der Zoolog. Botan. Gesellschaft in Wien (XXIX. Bd. 1880, S. 3) veröffentlichten, denselben Gegenstand (Entwicklungsgeschichte des Prothalliums von *Scolopendrium*) behandelnden Arbeit teilt v. BECK mit, daß nach seinen Erfahrungen auch Sporen von *Aspidium Lonchitis, Asp. Belangeri, Polypodium vulgare, Polyp. Dryopteris* und *Pteris quadriaurita* nur im Lichte keimen. Daraus ergibt sich, daß BECK nicht zu einem entgegengesetzten, sondern zu demselben Resultate gelangte wie BORODIN (u. A.).

Weder SCHULZ noch LAAGE erwähnen die zuletzt genannte Publikation von BECK. Auch mein kleiner Originalaufsatz: „Keimen Farnsporen bei Lichtabschluß?“ (Wiener Illustr. Garten-Zeitung, XXVI. Jahrg., 1901, S. 92) scheint SCHULZ und LAAGE unbekannt geblieben zu sein.

Für *Osmunda* fand KNY (Jahrb. f. wiss. Botanik 1872) bezüglich *Osmunda regalis* und *O. spectabilis*, ich (l. c. 1901) bezüglich *O. regalis, O. cinnamomea* und *O. claytoniana*, daß die Sporen nur im Lichte keimen. Dagegen gibt LAAGE (l. c.) an, daß frische Sporen von *Osmunda regalis* auch im Dunkeln keimen. „Die Keimung schreitet hier allerdings nur bis zum Platzen der Exine.“ Ob man in diesem Falle von einer Keimung sprechen könne, mag dahingestellt bleiben.

Bezüglich des Einflusses verschiedenfarbigen Lichtes auf das Keimvermögen der Farnsporen fand BORODIN (wie ich dem Referate von SCHULZ entnehme), daß diese im weißen und im roten Lichte nach 19 Tagen keimten, während sie im blauen Lichte sogar nach 23 Tagen noch nicht keimten. (BORODINs Geduld war dann zu Ende.)

SCHULZ kontrollierte die Keimung von auf Papier ausgesäeten Farnsporen (11 Arten) unter Lösungen von Kaliumbichromat und Kupferoxydammoniak. Das Resultat faßt er dahin zusammen, daß die Sporen in den weißen und roten Strahlen nach 20 Tagen, in den blauen erst nach 30 Tagen keimten.

Bei diesem Stande der Frage interessierte es mich, selbst einige Erfahrungen zu sammeln und ich stellte im Mai-Juni diesbezügliche Versuche im pflanzenphysiologischen Institute der Wiener Universität an. Am 8. Mai wurden Sporen von 25 Farnarten in je zwei kleine, neue, mit feingesiebter Heideerde gefüllte Töpfe ausgesäet. Von 18 Arten hatte ich die Sporen von einige Wochen vorher in Gewächshäusern abgeschnittenen Wedeln gewonnen; über das Alter der Sporen der übrigen Arten bin ich, da ich das Material von einer Handelsgärtnerei bezog, nicht orientiert. Die Töpfe waren in glasierten, einige Millimeter hoch mit Wasser gefüllten Tonschalen aufgestellt und diese mit Glasplatten (bei ermöglichtem Luftzutritt) bedeckt. Zur Prüfung des Lichteinflusses dienten zwei parallelopipedische, 73 cm lange, 52 cm breite, 70 cm hohe Stürze, deren Wände aus gelbem, resp. blauem Glase bestanden. Das erstere transmittierte alle Strahlen von rot bis inkl. grün, das letztere die dunkelblauen und violetten Strahlen. Die Objekte standen hinter den Fenstern eines Gewächshauses.

Aus der Art der Kultur konnte der Beginn der Keimung — insbesondere bei geringem Keimprozent — nur schwer beobachtet werden. Ich beschränkte mich vielmehr darauf, nach je 2—3 Tagen mit der Lupe zu kontrollieren, ob bereits Prothallien sichtbar sind. Dies war bei verschiedenen Farnarten nach 1—5 Wochen der Fall; verhältnismäßig bald (1—2 Wochen) bei Arten von *Pteris* und *Adianthum*.

Unter dem Einflusse der blauen Strahlen bildeten sich die Prothallien in der Regel um wenige Tage bis Wochen später — niemals früher — als unter der Einwirkung von Strahlen geringer Brechbarkeit. Im besonderen war der Zeitunterschied:

fast Null: *Adiantum scutum, Allosorus falcatus, Ceterach officinarum, Scolopendrium vulgare;*

3—4 Tage: *Adiantum capillus veneris, Blechnum brasiliense, Cystopteris fragilis, Struthiopteris fragilis;*

5—7 Tage: *Asplenium Belangeri, Asplenium diversifolium, Lomaria Spicant. Polypodium rubrum, Pteris argyrea. Pteris tremula;*

10—12 Tage: *Cydonium falcatum, Polypodium Reinwardtii, Pteris cretica, Pteris serrulata;*

14—16 Tage: *Aspidium elongatum, Nephrolepis exaltata. Osmunda Claytoniana;*

3 Wochen: *Davalia stricta, Pteris flabellata;*

4 Wochen: *Alsophila australis.*

Bei *Gymnogramme sulfurea* zeigten sich bei Beendigung der Versuche (22. Juni) noch keine Prothallien unter dem blauen Glase, womit ich nicht sagen will, daß solche unter dem alleinigen Einflusse der stark brechbaren Lichtstrahlen nicht entstehen können; im rotgelben Lichte waren sie drei Wochen nach der Sporen-Aussaat sichtbar.

52. Walther Hausmann: Über die photodynamische Wirkung chlorophyllhältiger Pflanzenauszüge[1]).

(Eingegangen am 12. Juli 1908.)

Durch die Untersuchungen v. TAPPEINERs und seiner Schüler sind jene merkwürdigen Eigenschaften fluoreszierender Stoffe bekannt geworden, im Lichte und besonders bei direktem Sonnenlichte intensiv giftig auf Paramaecien, ebenso auf Fermente, Toxine usw. zu wirken, im Dunkeln jedoch unschädlich zu sein. Diese im Licht wahrnehmbaren Eigenschaften vieler fluoreszierender Körper sind von v. TAPPEINER als photodynamische bezeichnet worden und es scheint, als wären sie in ihrer Wirkung identisch mit denen der optischen Sensibilisatoren aufzufassen[2]).

SACHAROFF und SACHS[3]), unabhängig hiervon und gleichzeitig H. PFEIFFER[4]), zeigten, daß fluoreszierende Stoffe im Dunkeln für Kaninchenblut unschädlich sind, während sie im Lichte heftige Blutgifte sind. Diese Giftwirkung äußert sich darin, daß das undurchsichtige, „deckfarbene“ Blut durchsichtig, „lackfarben“ wird. Es kommt zum Austritte des Hämoglobins aus den roten Blutkörperchen in die umgebende Flüssigkeit, zu einer Auflösung des aus dem Stroma diffundierten Hämoglobins, es tritt „Hämolyse“ ein.

Es erschien nun wichtig, festzustellen, ob nicht auch die fluoreszierenden Pflanzenfarbstoffe im Lichte nach Art der photodynamischen Stoffe wirken, da der Nachweis photodynamischer Wirkung der Pflanzenfarbstoffe es ermöglichen würde, eine Reihe von Problemen mit leicht ausführbarer Methodik anzugehen. — Es gelang mir ohne weiteres, die photodynamische Wirkung chlorophyllhaltiger Pflanzenextrakte nachzuweisen, wenn ich methylalkoholische Auszüge grüner Pflanzenteile auf Blutsuspensionen einwirken ließ.

Dieser hämolytische Nachweis photodynamischer Eigenschaften ermöglichte die Untersuchung der Pflanzenfarbstoffe in dieser Richtung. Es war dazu nötig, sich eines Lösungsmittels zu bedienen, mit dem sich ohne weiteres chlorophyllreiche Lösungen erzielen ließen und das andererseits für Blut möglichst indifferent war. Ein solches Lösungsmittel ist im Methylalkohol gegeben.

---

[1]) Vgl. Sitzungsprotokoll der Gesellschaft der Ärzte in Wien vom 26. Juni 1908. Wiener klin. Wochenschrift 1908, Nr. 28.

[2]) Vgl. H. v. TAPPEINER und A. JODLBAUER, Die sensibilisierende Wirkung fluoreszierender Substanzen. Gesammelte Untersuchungen über die photodynamische Erscheinung. Leipzig 1907.

[3]) Münchener mediz. Wochenschrift Nr. 7, 1905.

[4]) Wiener klin. Wochenschrift 1905, Nr. 9

Nachstehend sei ein Versuch aus den zahlreichen völlig analog verlaufenden wiedergegeben.

Versuch.

Gut gewaschene Blätter von *Trifolium* wurden mit Methylalkohol in der Wärme am Rückflußkühler extrahiert. Die so erhaltene grüne, fluoreszierende Lösung wurde filtriert und mit methylalkoholischer Natronlauge neutralisiert.

Die zum Versuche nötige Blutsuspension wurde folgendermaßen bereitet. Frisch aus des Ohrvene gewonnenes Ziegenblut wurde defibriniert, hiervon wurden 2 ccm mit 98 ccm einer 0,85 proz. Kochsalzlösung verdünnt. Diese Blutaufschwemmung ist intensiv rot und undurchsichtig. Je 5 ccm dieser Lösung wurden steigende Mengen der methylalkoholischen Lösung zugesetzt, immer eine Probe im Dunkeln, eine im Sonnenlichte gehalten.

Menge der Blutsuspension in ccm	Menge der zugesetzten Lösung in ccm	Bemerkung	
		Im Dunkeln	Im Lichte
1. In allen Versuchen 5 cc	**0,1**	**Keine Hämolyse nach 5 Stunden**	**Hämolyse nach 1½ Std.**
2.	**0,3**		**„ „ ¾ „**
3.	**0,5**		**„ „ ¾ „**
4.	**1,0**		**„ „ ½ „**

Völlig analoge Resultate erzielte ich mit methylalkoholischen Auszügen von *Cladophora*, *Zea mays*, *Triticum*, Gras, *Quercus*, *Syringa*, *Phaseolus vulg.*, *Brassica oleracea*.

Alle nötigen Kontrollen mit Methylalkohol verliefen negativ; es darf nie zu viel Methylalkohol genommen werden, auch ist für stete Wasserkühlung bei den belichteten Proben Sorge zu tragen[1]).

Wir werden diese photodynamische Wirkung allem Anscheine nach dem Chlorophyll zuzuschreiben haben. Den endgültigen Beweis, daß es sich um eine Chlorophyllwirkung handelt, werde ich durch Verwendung reinen Chlorophylls noch zu führen haben.

Versuche mit etiolierten Pflanzen, die ich der biologischen Versuchsanstalt in Wien verdanke, ergaben bisher keine eindeutigen Resultate. In einigen Fällen trat photodynamische Wirkung auf, in anderen nicht. Es hat sich hier wohl um Wirkung des Protochlorophylls gehandelt. Ebenso sind Versuche mit Phykocyan noch nicht abgeschlossen.

---

[1]) Es sei bemerkt, daß die **hämolytische** Untersuchung methylalkoholischer Pflanzenextrakte eine ungemein rasche Orientierung über das Vorkommen von Saponin und ähnlichen Glukosiden ermöglicht. Die durch diese Körper entstehende Hämolyse kommt natürlich auch im Dunkeln zustande.

Es sei hier nur ganz kurz erwähnt, daß BECQUEREL schon 1874 nachwies, daß Chlorophyll sensibilisierend zu wirken vermag. ENGELMANN und TIMIRIASEFF haben das Chlorophyll als Sensibilisator im Assimilationsprozeß betrachtet[1]). Ebenso ist es anzunehmen, daß die photodynamische Wirkung chlorophyllhaltiger Pflanzenauszüge mit dem photosynthetischen Assimilationsprozesse grüner Pflanzen in engstem Zusammenhange steht.

Die Arbeit wird nach verschiedenen Richtungen fortgesetzt, es muß deshalb auf die später erscheinende ausführliche Publikation verwiesen werden.

Tierphysiolog. Institut der Hochschule für Bodenkultur in Wien.

---

53. N. Wassilieff: Eiweißbildung in reifenden Samen.

(Vorläufige Mitteilung.)

(Eingegangen den 14. Juli 1908.)

Merkwürdigerweise ist über das Reifen der Samen bis zur letzten Zeit nur sehr wenig geschrieben worden, obgleich das Studium des Reifeprozesses schon dadurch höchst interessant ist, weil wir es hier hauptsächlich mit einer Synthese der organischen Substanz zu tun haben. Infolgedessen haben wir in den reifenden Samen wohl ein recht geeignetes Studienobjekt für die Bildung der Reserve-Eiweißstoffe in den Pflanzen.

Zuerst durch KELLNER[2]), dann EMMERLING[3]), HORNBERGER[4]) und NEDOKOUTSCHAEFF[5]) ist in reifenden Samen auf makrochemischem Wege die Ansammlung von Proteinstickstoff auf Kosten des Verbrauchs von Stickstoff der Nichtproteinstoffe konstatiert worden. Aus quantitativen Untersuchungen hinsichtlich der Anwesenheit von Stickstoff einzelner Gruppen der Proteinstoffe ist außerdem beim Reifen der Samen ein Verbrauch von Amidosäuren, Amiden (Asparagin oder überhaupt Amiden, die den Stickstoff von der Amidgruppe abspalten) und einigermaßen auch den der Stickstoffgruppe von „basischem" Charakter festgestellt worden.

---

[1]) Vgl. CZAPEK, Biochemie der Pflanzen Bd. I, S. 494.

[2]) Landw. Jahrbücher Bd. VIII I. Suppl. 1879. S. 247.

[3]) Landw. Versuchsstat. Bd. XXIV 1880; Bd. XXXIV 1887; Bd. LIV 1900.

[4]) Landw. Jahrbücher Bd. XXI 1882 und Landw. Versuchsstationen Bd. XXXI 1885.

[5]) Landw. Versuchsstationen Bd. LVI 1902 und Bd. LVIII 1903.

Von Interesse und Wichtigkeit war die Erforschung der Natur des „Amidgemisches" unreifer Samen, resp. die Bestimmung individueller Stoffcharaktere dieser Gruppe und dann den Keimungs- und Reifeprozeß derselben chemisch zu vergleichen. Diese Frage wurde von mir bei der qualitativen und quantitativen Untersuchung einiger reifenden *Leguminosen*samen einigermaßen beantwortet[1]. So habe ich aus unreifen Samen von *Lupinus albus, Lupinus angustifolius* und *Robinia pseudacacia* in kristallinischer Form Asparagin, späterhin auch in denselben Samen Arginin und Hystidin, aus *L. luteus* und *L. albus* — Phenylalanin, endlich aus den Samen von *Robinia pseudacacia* und *L. angustifolius* Phenylalanin unter Begleitung von Amidovaleriansäure ausgeschieden. Unter den Amidosäuren ist in allen Fällen die Abwesenheit von Thyrosin festgestellt worden. Die von mir aus unreifen Samen ausgeschiedenen, oben angeführten kristallinischen Stickstoffverbindungen sind gewöhnlich in gekeimten Samen resp. Keimlingen zu finden; deren Anwesenheit ist schon früher von mir in den Keimpflanzen von *Lupinus albus*[2]) konstatiert worden. Damit war nun eine bedeutende Ähnlichkeit in den Amidverbindungen der keimenden und reifenden Samen festgestellt.

Die quantitative Untersuchung zeigte, daß die Bildung der Eiweißstoffe Hand in Hand auf Kosten des Verbrauchs von Asparagin, Amidosäuren und Hexonbasen vor sich geht, wobei Asparagin mehr als die übrigen Amidverbindungen verbraucht wird. Zum Beweis können die Daten der Samenanalyse von *L. albus* in verschiedenen Stadien der Reife dienen.

---

[1] N. WASSILIEFF, „Die Umwandlung der stickstoffhaltigen Stoffe in reifenden *Leguminosen*samen." Journal für experimentelle Landwirtschaft (russisch). 1904. Bd. V. S. 19—51 (russisch) und S. 52—54 (deutsch).

[2] N. WASSILIEFF, „Über stickstoffhaltige Bestandteile der Samen und Keimpflanzen von *Lupinus albus*." Landw. Versuchsstationen 1900. Bd

Lupinus albus.

Stadien der Reife	Unreife Samen				Reife Samen
	I	II	III	IV	V
Gewicht von 100 Samen in Grammen . . .	3,52	7,58	28,30	41,00	51,46
Gewicht von 100 Samen in Prozenten des Gewichts d. reifen Samen	7 %	15 %	55 %	80 %	100 %
Stickstoff in Eiweißstoffen	50,96 %	62,71 %	90,60 %	93,61 %	90,97 %
Stickstoff in Asparagin nach Sachse . . .	28,45 „	19,58 „	4,79 „	1,04 „	—
Stickstoff in Phosphor-Wolfr.-Säure Niederschlag	6,37 „	9,16 „	4,25 „	4,66 „	4,43 „
Stickstoff in anderen Amidverbindungen .	14,22 „	8,55 „	0,36 „	0,69 „	4,60 „
Gesamtstickstoff . .	100 „	100 „	100 „	100 „	100 „

Die Ergebnisse dieser qualitativen und quantitativen Untersuchungen führen mich zu der Folgerung, daß der Reifeprozeß der Samen seiner Natur nach eigentlich einen umgekehrten (in chemischer Hinsicht) Prozeß im Vergleich mit der Keimung derselben darstelle. Beim Keimen der Samen werden die Reserve-Proteinstoffe derselben zu stickstoffhaltigen kristallinischen Verbindungen, zu Amidosäuren, Amiden, organischen Basen umgewandelt und dann in die Keime befördert. Beim Reifen der Samen aber werden die stickstoffhaltigen kristallinischen Verbindungen (Asparagin, Amidosäuren, organische Basen) aus der Pflanze in ihre Samen transportiert, wo sie zu Reserve-Proteinstoffen umgewandelt werden. Später konnte ich die Ansicht aussprechen, daß eben in Form der genannten Verbindungen das in Blättern synthetisierte Eiweiß zunächst in die Hülsen, dann aber in die Samen der *Leguminosen* transportiert wird, wo diese Verbindungen wiederum zu Eiweiß umgewandelt werden[1]).

Diese Annahme wurde durch die Untersuchung der Blätter, resp. Blattspreiten und deren Blattstiele, von *Lupinus albus* zur Zeit der Entwicklung und Reife der Samen bestätigt. Der Analyse wurden sowohl Blattspreiten, wie auch Blattstiele unterworfen. Die Zeit der Ernte war: 1. 7. Juli — auf dem Hauptstengel waren ziemlich große Früchte gebildet, während auf den Seitenstengeln nur ein Entwicklungsstadium derselben zu sehen war; 2. 29. Juli und 3. 5. August — zu dieser Zeit waren an den Pflanzen nur sehr wenige Blätter geblieben, da die meisten schon abgefallen waren.

---

[1]) Eine solche Ansicht hat auch EMMERLING ausgesprochen; er nahm aber auch die Möglichkeit der Transportierung der Eiweiße als solche aus den Blättern in die Samen an. Landw. Versuchsstationen 1880. Bd. XXIV.

Die Menge der Trockensubstanz von 100 Pflanzen, die des Gesamtstickstoffs und des Stickstoffs der Eiweißstoffe der ganzen Blätter, Blattspreiten und Blattstiele, war in Grammen die folgende:

Die ganzen Blätter (von 100 Pflanzen) enthielten Gramm:

	I.	II.	III.	Differenz zwischen I. und II. Ernte
Trockensubstanz	365,090 g	488,020 g	81,210 g	+ 122,930 g
Gesamtstickstoff	16,090 „	14.647 „	2,296 „	— 1,443 „
Eiweiß N . . .	12,684 „	11,063 „	1,769 „	— 1,621 „

Die Daten der I. und II. Ernte zeigen uns, daß trotz der zur Zeit der II. Ernte zugenommenen Trockensubstanz der Blätter um 122,93 g, die Menge des Gesamtstickstoffs sich auf 1,443 g und die des Eiweißstickstoffs auf 1,621 g verminderte.

Die Blattspreiten und Blattstiele weisen uns folgende Daten vor:

Blattspreiten	I.	II.	III.	Differenz zwischen I. und II. Ernte
Trockensubstanz	310,540 g	402,210 g	65,000 g	+ 91,670 g
Gesamt N . . .	15,021 „	13,619 „	2,096 „	— 1,402 „
Eiweiß N . . .	12,005 „	10,409 „	1,680 „	— 1,596 „

Blattstiele	I.	II.	III.	Differenz zwischen I. und II. Ernte
Trockensubstanz	54,550 g	85.810 g	16,210 g	+ 31.260 g
Gesamt N . . .	1,069 „	1,028 „	0,203 „	— 0,041 „
Eiweiß N . . .	0,679 „	0,654 „	0,139 „	— 0,025 „

Aus den angeführten Daten ist zu ersehen, daß zur Zeit der Fruchtbildung eine mächtige Auswanderung des Eiweißstickstoffs aus der Blattspreite stattfindet, obwohl ein Wachsen der Blätter noch zu konstatieren war.

In welcher Form die Verminderung des Stickstoffs der Eiweißstoffe in den Blättern vor sich geht, ist aus analytischen Daten der Stickstoff-Verteilung einzelner Stickstoff-Gruppen in den Blattspreiten und Blattstielen zu erblicken. Die letzteren dienen als Leitungsbahnen für die stickstoffhaltigen Stoffe und bilden die Wege der Auswanderung derselben aus den Blattspreiten zu den reifenden Früchten.

Wenn man die Menge des Gesamtstickstoffs gleich 200 setzt, so werden die Mengen des Stickstoffs anderer Gruppen stickstoffhaltiger Stoffe durch folgende Daten ausgedrückt:

Blattspreiten	I.	II.	III.
Eiweiß N	72,92 %	76,43 %	77,86 %
Nichteiweiß N (Differenz)	20,08 „	23,57 „	22,14 „
N in Phosph.-Wolf.-S. Niederschlag	5,95 „	7,68 „	6,96 „
N in Asparagin	5,81 „	6,44 „	6,96 „
N in anderen Amidverbindg.	8,32 „	9,45 „	8,22 „

Blattstiele	I.	II.	III.
Eiweiß N	63,52 %	63,61 %	68,45 %
Nichteiweiß N (Differenz)	36,48 „	36,39 „	31,55 „
N in Phosph.-Wolf.-S. Niederschlag	9,39 „	12,19 „	11,82 „
N in Asparagin	22,45 „	24,20 „	15,41 „
N in anderen Amidverbindg.	4,64 „		4,32 „

Wenn die Auswanderung des Eiweißes aus den Blattspreiten als solches geschehe, wie zuerst von SACHSE[1]), HANSTEIN[2]) und BRIOSI[3]) und darauf von EMMERLING[4]) angenommen wurde, so hätten wir aus unseren Daten nicht das ersehen können, was wir in der Tat haben — die Blattstiele würden reich an Stickstoff, und Eiweißstoffen sein. Die Daten zeigen aber gerade das Umgekehrte. Während die Menge des Nichteiweißstickstoffs in den Blattspreiten einer Schwankung von 20,08—23,57 % des Gesamtstickstoffs in gleichem Zeitraume unterworfen war, wurde dagegen in den Blattstielen 31,55—36,48 % desselben Stickstoffs vorgefunden. Die größte Menge eines solchen Nichteiweißstickstoffes in den Blattstielen fiel auf den Stickstoff von Asparagin, 22,45 % (I) und 15,41 % (III). Wenn man die Menge des Asparaginstickstoffs im Verhältnis zum Gesamt-Nichteiweißstickstoff (letzterer = 100 gesetzt) in Prozenten ausdrückt, so haben wir folgendes:

	I.	III.	Differenz zwischen I und III
Asparaginstickstoff			
in Blattspreiten	28,94 %	31,42 %	+ 2,48 %
in Blattstielen	61,53 „	48,86 „	— 12,67 „

Diese quantitative Untersuchung hinsichtlich der Verteilung des Stickstoffes einzelner Gruppen stickstoffhaltiger Stoffe in den Blattspreiten und ihren Stielen zur Zeit der Entwicklung und des Ausreifens der Samen läßt uns eine Analogie zwischen dem Blatte in dieser Vegetationsperiode und keimendem Samen erkennen. Im keimenden Samen sind die Reserveeiweißstoffe im Zerfall begriffen und gehen in stickstoffhaltige kristallinische Verbindungen über, unter denen in den Cotyledonen Amidosäuren und organische Basen

---

1) Flora, 1863, S. 33; Experimental-Physiologie, 1865, S. 374.

2) PRINGS, Jahrbüch., II., S. 892.

3) Bot. Zeit., 1873. JUST, Jahresber. 1875.

4) l. c. S. 154.

eine Hauptrolle spielen; am wenigsten ist Asparagin vorhanden. Die Keimlinge der ausgekeimten Samen sind dagegen reich an Asparagin und ärmer an allen anderen Amidverbindungen. Zur Zeit der Samenbildung und Ansammlung von Proteinstoffen werden die Blattspreiten an Eiweißstoffen ärmer; die letzteren zerfallen in Amidosäuren, organische Basen und Asparagin. Die Zerfallprodukte wandern dann in die Blattstiele aus, wo wir zu derselben Zeit auch eine recht hohe Asparaginmenge (als zweites Zerfallprodukt des Eiweißes) erblicken. Endlich fließen alle diese Stoffe den Früchten resp. Samen zu.

Faßt man nun alles in ein kurzes Schema zusammen, so würde man sich die Bildung und Ansammlung des Eiweißstoffes in den reifenden Samen folgendermaßen vorstellen können: Die Blätter sind ein Hauptlaboratorium, wo stickstoffhaltige Stoffe bis zum Eiweiß synthetisiert werden und in dieser Form bis zu einer gewissen Zeit als Reservestoffe angehäuft bleiben. Zur Zeit der Bildung der Samen und deren Reifen fangen die Blätter an, ihre Reserveeiweißstoffe an die Samen abzugeben, indem dieselben sich spalten und in Form von kristallinischen stickstoffhaltigen Verbindungen (Amidosäuren, Asparagin und organischen Basen) in die Samen transportiert werden, wo sie von neuem synthetisiert resp. zu Eiweißstoffen regeneriert und in dieser Form als Reservestoffe aufbewahrt werden. Unter welchen Bedingungen der Zerfall von Eiweiß der Blätter stattfindet, bedarf noch weiterer Untersuchungen. Meiner Meinung nach nehmen auch an diesem Prozesse die proteolytischen Enzyme teil.

Die Daten für in dieser Richtung unternommene Untersuchungen werden später mitgeteilt.

Nachdem wir das Schema der Eiweißstoff-Bildung in den reifenden Samen entworfen haben, ist es von Interesse, den Prozeß selbst näher zu betrachten und die Frage, was für Stickstoff-Stoffe und in welchem Maße dieselben zur Eiweißbildung übergehen, zu beantworten. Es liegt auf der Hand, daß die Frage nur auf experimentellem Wege zu lösen war, und die ersten Versuche in dieser Richtung wurden mit den Früchten von *Lupinus albus* noch im Jahre 1903 angestellt.

Die von der Mutterpflanze getrennten und verschiedenen Versuchsbedingungen ausgesetzten Früchte waren zur Beobachtung der Veränderungen stickstoffhaltiger Stoffe sehr geeignet. Fürs erste sollte der Einfluß des Lichtes auf die Eiweißbildung beim Reifen des Samen klargestellt werden. Zu diesem Zwecke wurden möglichst gleichartige Früchte von *Lupinus albus* gesammelt und in 4 Portionen geteilt. Die eine Portion wurde dann als Kontrollportion benutzt, die andere 5 Tage dem Tageslicht ausgesetzt, die dritte und vierte 5 und 10 Tage im Dunkeln gehalten. Die Früchte der Kontrollportion wurden sofort nach der Ernte in Hülsen und Samen geteilt und bei 65—70° C getrocknet, die der anderen Portionen in Krystallisatoren gebracht, wo eine kleine Schicht mit destilliertem Wasser übergossen wurde. Die Stengel der Früchte wurden nach unten gebracht, so daß sie leicht Wasser aufsaugen konnten.

Das Frischgewicht von je 100 Früchten war folgendes:

	I.	II.	III.	IV.
Frischgewicht in Gramm .	12,10	1220	1206	1206
Gesamtstickstoff	6,6296	6,4783	6,9849	6,6054

Diese Daten weisen uns die Ähnlichkeit des Versuchsmaterials auf. Nach Beendigung des Versuches wurden die Früchte einer jeden Portion in Hülsen und Samen geteilt, sofort getrocknet, fein zermahlen und analysiert.

Während des Versuches fand eine Stoff-Wanderung aus den Hülsen in die Samen statt, so daß sich die letzteren einer Gewichtszunahme erfreuten. Diese Gewichtszunahme ist aus den nachstehenden Daten zu sehen.

Das perzentuelle Gewichts-Verhältnis der Hülsen und Samen zu ganzen Früchten wird durch folgende Daten ausgedrückt:

	I. Kontrollportion	II. 5 Tage am Licht	III. 5 Tage im Dunkeln	IV. 10 Tage im Dunkeln
Hülsen . . .	70,72%	64,16%	66,48%	60,36%
Samen . . .	29,28%	35,84%	33,55%	39,64%

Die Samen von 100 Früchten hatten I : 47,99 g, II : 54,04 g, III : 52,92 g und IV : 57,67 g der Trockensubstanz.

Die Samen und Hülsen wurden separat analysiert und die Resultate durch Berechnung auf Früchte bezogen. Die Bestimmung des Gesamtstickstoffs wurde nach der Methode von KJELDAHL, die des Eiweißstickstoffs nach STUTZER vorgenommen. Der Stickstoff basischen Charakters (in dem Filtrate vom Eiweiß) wurde aus dem Niederschlage von Phosphor-Wolframsäure, der Asparagin-Stickstoff nach SACHSE bestimmt. Aus der Differenz zwischen dem ganzen Nichtprotëin-Stickstoff und der Stickstoffsumme organischer Basen und Asparagin wurde die Stickstoff-Menge der übrigen Amidverbindungen berechnet, hauptsächlich die der Amidosäuren.

Wenn man nun die Menge des Gesamt-Stickstoffs = 100 setzt, so bekommt man für die übrigen Stickstoff-Gruppen folgende Größen:

Versuche mit *Lupinus albus* von 1903.

Ganze Früchte	I. Kontroll-portion	II. 5 Tage am Licht	III. 5 Tage im Dunkeln	IV. 10 Tage im Dunkeln
Eiweißstickstoff	**35,07**	**41,16**	**40,05**	**48,67**
N in Asparagin	**45,05**	**38,80**	**37,95**	**34,73**
N in Phosph.-Wolf.-S. Niederschlag	8,28	6,57	7,50	8,29
N in anderen Amidverbindungen	11,60	13,47	14,50	8,31
Samen	I.	II.	III.	III.
Eiweißstickstoff	53,28	67,64	67,44	75,74
N in Asparagin	19,88	10,92	10,66	11,40
N in Phosph.-Wolf.-S. Nieder-	7,79	6,24	7,36	6,48
schlag	19,05	15,20	14,54	6,43
N in anderen Amidverbindungen				
Hülsen	I.	II.	III.	III.
Eiweißstickstoff	25,13	21,83	22,76	25,62
N in Asparagin	58,79	59,15	55,17	54,61
N in Phosph.-Wolf.-S. Niederschlag	8,54	6,81	7,59	9,89
N in anderen Amidverbindungen	7,54	12,21	14,48	9,88

Betrachten wir nun die Ergebnisse unserer Untersuchung, so sehen wir, daß in ganzen Früchten am Licht und im Dunkeln die Bildung des Eiweißstickstoffs stattfand. Je länger aber die Früchte im Dunkeln geblieben waren (10 Tage), desto mehr Eiweiß wurde gebildet. Die Menge des Stickstoffs anderer stickstoffhaltiger Gruppen wurde kleiner. Am meisten war an der Stickstoff-Abnahme Asparagin beteiligt und nach diesem die Amidosäuren. Die Menge des Stickstoffs organischer Basen (N in Phosphor-Wolfram-Säure Niederschlag) hatte auch in den ersten 5 Tagen abgenommen, aber am 10. Tage wird sie der Kontrollprobe gleich. Eine Illustration gibt uns die nachstehende Tabelle.

In ganzen Früchten Aufnahme (+) oder Abnahme (—)	Differenz zwischen I.—II.	Differenz zwischen I.—III.	Differenz zwischen I.—IV.
Eiweißstickstoff . . .	+ 6,09 %	+ 4,98 %	+ 13,43 %
Asparaginstickstoff .	— 6,24 „	— 7,09 „	— 10,15 „

Wenn man die Ergebnisse unserer Samen- und Hülsenuntersuchung unabhängig voneinander betrachtet, so ist sofort eine ziemlich starke Eiweißstoff-Bildung in den Samen zu konstatieren, während in den Hülsen ein Zerfall des Eiweißes, resp. eine Vermehrung der Amidosäuren zu bemerken war.

Der Stickstoff-Unterschied der Eiweißstoffe, des Asparagins und der Amidosäuren in den Samen.

	Differenz zwischen I. und II.	Differenz zwischen I. und III.	Differenz zwischen I. und IV.
Eiweißstickstoff . . .	+ 14,36 %	+ 14,16 %	+ 22,46 %
Asparaginstickstoff .	— 8,96 „	— 9,22 „	— 8,48 „
N in anderen Amidverbindungen	— 3,85 „	— 4,51 „	— 12,62 „

Die beschriebenen Versuche nebst den erzielten Ergebnissen wurden schon im Jahre 1903 ausgeführt. Da ich aber noch eine Bestätigung durch eine größere Objektzahl erwerben wollte, blieb eine vorläufige Mitteilung zurück. Die angefangene Arbeit konnte ich nun im Jahre 1906 fortsetzen, deren Resultate weiter unten angeführt sind. Hier muß ich aber bemerken, daß während dieser Zeit eine Mitteilung von W. ZALESKI[1]) erschien. Der Autor teilt die Versuche mit enthülsten Erbsensamen mit. Solche in zwei Teile zerlegten und in trockenen sowie dampfgesättigten Raum gestellten Samen vermehrten ihren Gehalt an Eiweißstickstoff, während die Menge des Asparagins kleiner wurde. Dagegen zeigten die unverletzten Samen (2 Versuche) eine Zersetzung der Eiweißkörper und eine Zunahme des Gehaltes an Asparaginstickstoff. Auf Grund dieser Versuche macht der Autor eine Schlußfolgerung über den Charakter des Reifeprozesses der Samen und stellt ihn der chemischen Natur nach als einen umgekehrten Vorgang des Keimungsprozesses dar. Diese Ansicht wurde von mir auf Grund der Resultate qualitativer und quantitativer Untersuchungen von reifenden *Leguminosen*samen schon früher ausgesprochen[2]).

Gehen wir nun zu den weiteren Versuchen über. Um ein möglichst gleichartiges Material zu haben, wurden die Früchte von einem und demselben Pflanzenteil (von den Hauptstengeln d. *Lupinus albus*) und mit einer und derselben Saatmenge (6 Stück in jeder Frucht) genommen. Außerdem wurden die Bohnen quer halbiert, so daß jede Hälfte nur 3 Samen enthielt. Die eine Hälfte wurde als Kontroll-, die zweite als Versuchsportion verbraucht. Da aber die oberen Hälften von den unteren verschieden sein konnten, wurden für jede Portion abwechselnd beide Hälften genommen. Die eine Portion (60 Hälften) der Früchte wurde sofort in Samen und Hülsen geteilt und bei 65—70° C getrocknet, die andere 6 Tage im dunklen dampfgesättigten Raume gehalten (Versuch 27. Juli bis 2. August 1906). Das Gewicht frischer Hälften war für die Kontrollportion 490,0 g (I), für die des Versuches 486,35 g (II.). Nach Beendigung des Versuches wurden die Samen von den Hülsen befreit und auch bei 65 bis 70° C getrocknet. Die Menge der Trockensubstanz der Hülsen und Samen war:

---

[1]) „Beiträge zur Kenntnis der Eiweißbildung in reifenden Samen." Diese Berichte, Bd. XXIII, 1905, S. 130.

[2]) l. c. S. 48 u. 54.

	I. Kontrollportion	II. Versuchsportion
Samen (180 Stück)	37,74 g	38,27 g
Hülsen	35,26 „	30,06 „
Ganze Früchte (30 Stück) .	73,00 „	68,33 „

Das perzentuelle Gewichts-Verhältnis der Hülsen und Samen zu ganzen Früchten wird durch folgende Daten ausgedrückt:

	I.	II.
Hülsen	48,30 %	43,99 %
Samen	51,70 „	56,01 „

Es wurde der Stickstoff in der Trockensubstanz derselben stickstoffhaltigen Gruppen wie in den oben angeführten Versuchen (1903) bestimmt. Diese Früchte resp. Samen waren älter als die Früchte von *Lupinus albus* 1903.

Versuche von 1906 mit querhalbierten Früchten.

Samen	I. Kontrollportion	II. Versuchsportion	I. Kontrollportion	II. Versuchsportion
Gesamtstickstoff	4,78 %	5,05 %	100 %	100 %
Eiweiß-N	3,84 „	4,30 „	80,33 „	85,15 „
Nichteiweiß-N (Differenz) . .	0,94 „	0,75 „	19,67 „	14,85 „
N in Phosph.-Wolf.-S. Niederschlag	0,43 „	0,33 „	8,99 „	6,58 „
N in Asparagin	0,27 „	0,14 „	5,65 „	2,77 „
N in anderen Amidverbindungen	0,24 „	0,28 „	5,03 „	5,55 „

Hülsen	I. Kontrollportion	II. Versuchsportion	I. Kontrollportion	II. Versuchsportion
Gesamtstickstoff	1,54 %	1,41 %	100 %	100 %
Eiweiß-N	0,83 „	0,68 „	53,89 „	48.22 „
Nichteiweiß-N. (Differenz) . .	0,71 „	0,73 „	46,11 „	51,78 „
N in Phosph.-Wolf.-S. Niederschlag	0,35 „	0,34 „	22,73 „	24,11 „
N in Asparagin	0,35 „	0,31 „	22,73 „	21,99 „
N in anderen Amidverbindungen	—	0,08 „	0,67 „	5,68 „

Ganze Früchte	I. Kontroll-portion	II. Versuchs-portion	I. Kontroll-portion	II. Versuchs-portion
Gesamtstickstoff	3,21 %	3,45 %	100 %	100 %
Eiweiß-N	2,39 „	2,71 „	74,45 „	78,55 „
Nichteiweiß-N. (Differenz) . .	0,82 „	0,74 „	25,55 „	21,45 „
N in Phosph.-Wolf.-S. Niederschlag	0,39 „	0,33 „	12,15 „	9,57 „
N in Asparagin	0,31 „	0,21 „	9,66 „	6,09 „
N in anderen Amidverbindungen	0,12 „	0,20 „	3,74 „	5,79 „

	Differenz zwischen I und II Ganze Früchte	Differenz zwischen I und II Samen
Eiweißstickstoff . .	+ 4,10 %	+ 4,82 %
Asparagin-N . . .	— 3,57 „	— 2,88 „

Stickstoffmenge in Gramm:

Samen	I. Kontrollportion	II. Versuchsportion	Differenz zwischen I und II in mg
Gesamtstickstoff	1,8040	1,9326	+ 128,6 mg
Eiweiß-N	1,4492	1,6456	+ 196,4 „
Hülsen			
Gesamt-N	0,5393	0,4248	— 114,5 „
Eiweiß-N	0,2955	0,2061	— 89,4 „
Ganze Früchte			
Gesamt-N	2,3433	2,3574	+ 14,1 „
Eiweiß-N	1,7447	1,8517	+ 107,0 „
Nichteiweiß-N (Differenz)	0,5986	0,5057	— 92,9 „
Darunter N des Asparagins	0,2163	0,1435	— 82,8 „

Die Resultate dieses Versuches zeigen eine Analogie mit denen des vorhergehenden: in den Samen war eine Zunahme, in den Hülsen eine Abnahme der organischen Substanz zu sehen; in den Samen stieg der Gehalt an Eiweißstoffen und fiel die Menge des Asparagins und danach auch die der anderen Amidverbindungen. Die Hülsen waren an Gesamt- wie auch an Eiweißstickstoff ärmer geworden. In diesem Vorgange sehen wir abermals eine Eiweißbildung in den Samen auf Kosten der Amidverbindungen der Samen und Hülsen.

Parallel diesem Versuche war ein anderer mit unverletzten Früchten derselben Ernte von *L. albus* angestellt. 30 Stück frischer Früchte hatten ein Gewicht von 489,1 g. Sie wurden in Kristallisatoren in einen dunklen dampfgesättigten Raum gebracht und da 6 Tage gehalten (27. Juli bis 2. August 1906). Die Kontrollportion für sie war die des früheren Versuches. Die Samen (180 Stück von 30 Früchten) hatten nach dem Versuch 42,23 g Trockensubstanz, d. h. mehr als im vorangehenden Versuche.

Die Resultate waren folgende:

	Samen	Hülsen	Samen	Hülsen	Ganze Früchte	
Gesamt N	5,35 %	1,78 %	100 %	100 %	3,81 %	100 %
Eiweiß-N	4,59 „	0,85 „	85,79 „	47,75 „	3,01 „	79,00 „
Nichteiweiß-N	0,76 „	0,93 „	14,21 „	52,25 „	0,80 „	21,00 „
N in Phosph.-Wolf.-S. Niederschlag	0,46 „	0,42 „	8,60 „	28,59 „	0,44 „	11,54 „
N in Asparagin	0,18 „	0,26 „	3,36 „	14,61 „	0,21 „	5,51 „
N in anderen Amidverbindungen	0,12 „	0,25 „	2,25 „	14,05 „	0,15 „	3,95 „

Auch die Resultate dieses Versuches sind denen der vorigen ähnlich.

Es waren noch Versuche mit von den Hülsen befreiten Samen von *Lupinus albus* angestellt. Ein Versuch dauerte 6 Tage am Tageslicht. In einer jeden von den genommenen 3 Portionen waren 100 Samen enthalten, deren Frischgewicht folgende Größen darstellte: I. Kontrollportion: 75,4 g, II. Versuchsportion in trockenem Raume[1]): 75,0 g, III. Versuchsportion im dampfgesättigten Raume[2]): 75,1 g.

Das Gewicht der Trockensubstanz der Samen nach dem Versuche stellte sich so dar: II.: 15,92 g, III.: 16,34 g. Die Kontrollportion wurde sofort bei 65—70° C getrocknet und ein Trockengewicht von 17,63 g erhalten.

Dieser Versuch zeigt uns fürs erste einen Verlust an Trockensubstanz der Samen (beim Atmen), wobei der Verlust im trockenen Raume etwas größer als im feuchten war.

Die Stickstoffverteilung von verschiedenen stickstoffhaltigen Gruppen war folgende:

	I. Kontrollportion	II. In trockenem Raume	III. In dampfgesättigtem Raume
Gesamtstickstoff	4,78 %	5,28 %	5,38 %
Eiweiß-N	3,34 „	4,45 „	4,49 „
Nichteiweiß-N	1,44 „	0,83 „	0,89 „
N in Phosph.-Wolfr.-S.-Niederschlag	0,53 „	0,50 „	0,39 „
N in Asparagin	0,59 „	0,18 „	0,15 „
N in anderen Amidverbind.	0,32 „	0,15 „	0,35 „

Wenn man die Daten prozentuell zum Gesamtstickstoff ausdrückt, die Menge des letzteren = 100 setzt, so erhält man:

---

[1]) Unter einer Glasglocke mit konzentrierter Schwefelsäure.

[2]) Unter einer Glasglocke mit Wasser.

	I.	II.	III.
Eiweißstickstoff	69,88 %	84,09 %	83,46 %
Nichteiweiß-N (Differenz) . . .	30,12 „	15,91 „	16.54 „
N in Phosph.-Wolfr.-S.-Niederschlag	11,09 „	9,47 „	7,24 „
N in Asparagin	12,34 „	3,41 „	2,79 „
N in anderen Amidverbindungen	6,69 „	3,62 „	6,51 „

	Differenz zwischen I. und II.	Differenz zwischen I und III.
Eiweißstickstoff	+ 14,21 %	+ 13,58 %
N in Asparagin	— 8,93 „	— 9,55 „

In meinem Versuche haben auch die ausgehülsten Samen von *L. albus* eine Eiweißbildung gezeigt, ob dieselben im trockenen oder feuchten Raume sich befanden. Diese Tatsache steht nun mit den Resultaten zweier Versuche ZALESKIS[1]) nicht im Einklang. Die Versuche wurden mit ausgehülsten und ins Dunkle gestellten Erbsensamen, worüber ich schon früher berichtete, ausgeführt.

Jedenfalls können wir den Schluß ziehen, daß unreife, aus den Hülsen entfernte Samen, am Licht Eiweiß aus Amidverbindungen, darunter in bedeutender Menge aus Asparagin synthetisieren. Vergleichende Versuche mit Samen, die am Licht und im Dunkeln gehalten waren, werde ich später mitteilen.

Schlußfolgerung.

Aus den angeführten Versuchen lassen sich folgende Schlüsse ziehen:

Nach dem Entfernen der Lupinenfrüchte von der Pflanze ist eine Stoffumwandlung in denselben zu konstatieren, unter denen die Umwandlung stickstoffhaltiger Stoffe in folgender Weise verläuft:

1. In den Früchten findet eine Eiweißstoffbildung statt, einerlei, ob dieselben am Licht oder im Dunkeln verbleiben.

2. Parallel der Eiweißstoffzunahme verläuft die Abnahme organischer stickstoffhaltiger kristallinischer Stoffe in den Früchten. Aus diesen Stoffen wird dann das Eiweiß aufgebaut.

3. Die Bildung der Eiweißstoffe geht zuerst auf Kosten des Asparagins vor sich, dessen Menge immer mehr eingeschränkt wird. Meinem Erachten nach ist nun damit die Ansicht über die Unmöglichkeit der Eiweißbildung aus Asparagin in den Pflanzen als unrichtig zu betrachten und damit die Hypothese von PFEFFER und E. SCHULZE bewiesen. Letzterer nimmt Asparagin als ein mögliches Aufbaumaterial für Eiweiß an.

---

[1]) l. c. S. 129.

4. Die Synthese des Eiweißes findet auch auf Kosten der Amidosäuren statt. Die Menge der letzteren nimmt am Anfang etwas zu, wodurch eine Zersetzung des vorhandenen Eiweißes bewiesen wird, dann aber werden auch diese verbraucht.

Die Zunahme der Amidosäuren in den im Dunkeln befindlichen Früchten ist etwas größer als die Zunahme in den am Licht befindlichen, aber mit der Zeit wird eine allgemeine Abnahme der Amidosäuren konstatiert, obgleich die Früchte auch sehr lange Zeit im Dunkeln verbleiben.

5. Wir haben wahrscheinlich hier eine Umgestaltung der Amidosäuren in Asparagin vor uns, und dann einen Verbrauch desselben zur Eiweißbildung. Man kann auch deshalb aus den konstanten Mengen von Asparagin, der Abnahme von Amidosäuren und zugleich eine Zunahme von Eiweiß in verschiedenen Versuchsphasen in keiner Weise behaupten und den Schluß ziehen, daß zur Eiweißbildung Asparagin nicht, sondern nur die Amidosäuren verbraucht werden.

6. Die Rolle der organischen Basen ist im allgemeinen der der Amidosäuren ähnlich. Die Menge der Basen nimmt mit der Bildung der Eiweißstoffe ab. Die Bedeutung derselben in den Pflanzen-Organismen ist viel schwerer zu beobachten als die der anderen Amidverbindungen, da ja die Basen überhaupt in kleineren Mengen vorkommen und auch dieselben schneller Umwandlungen in andere Verbindungen erleiden.

7. Die Samen der *Leguminosen*früchte unter den hier beschriebenen Bedingungen wurden mit der Zeit an Gesamtstickstoff reicher, woraus eine Einwanderung stickstoffhaltiger Stoffe in dieselben aus den Hülsen zu ersehen ist.

8. Zu derselben Zeit hatten die Samen mehr Eiweißstickstoff bekommen als sie den Hülsen entziehen konnten, so daß das Eiweiß der Samen zum Teil auf Kosten der in den Samen selbst befindlichen Amidverbindungen, zum Teil auch aus den in den Hülsen befindlichen aufgebaut wurde.

In den aus den Hülsen entfernten und am Licht im trockenen oder feuchten Raum gestandenen Samen ist auch eine Eiweißbildung auf Kosten des Verbrauchs von Asparagin, und danach anderer Amidverbindungen vorhanden. —

Agrikulturtechnisches Laboratorium des Polytechnikums zu Kiew.

54. A. Nestler: Die hautreizende Wirkung der Primula mollis Hook. und Pr. Arendsii Pax.

(Mit Tafel VIII.)

(Eingegangen den 14. Juli 1908.)

Aus dem Schema, das PAX in seiner ausgezeichneten „Monographischen Übersicht der Arten der Gattung *Primula*“ [1]) aufgestellt hat, um die Verwandschaftsverhältnisse der einzelnen Arten der Sektion „*Sinenses*“ zu veranschaulichen, ist unter anderem ersichtlich, daß *Primula obconica* Hance, *Pr. mollis* Hook., *Pr. Sieboldii* Morren und *Pr. cortusoides* L. einander sehr nahe stehen; die eine isolierte Stellung einnehmende *Pr. sinensis* Lindl., von der gegenwärtig noch keine Verbindungsglieder zu den übrigen Arten dieser Sektion bekannt sind, verbindet er bis zur Klarlegung näherer Verhältnisse mit *Pr. cortusoides* L.

Es scheint mir nun von wissenschaftlicher Bedeutung zu sein, daß jene genannten Spezies, die auf Grund ihrer morphologischen Charaktere und mit Berücksichtigung ihrer geographischen Verbreitung mit anderen Formen zu einer Sektion vereinigt werden, eine bestimmte physiologische Wirkung zeigen: die oberirdischen Organe derselben rufen, mit der Haut eines hierfür empfindlichen Menschen in Berührung gebracht, eine Dermatitis hervor; ihre Drüsenhaare sondern ein Sekret ab, das mehr oder weniger hautreizend wirken kann. Durch diese eigentümliche Wirkung erscheint nun auch die Stellung von *Pr. sinensis* Lindl. vollkommen berechtigt.

In einer früheren Arbeit [2]) habe ich die Ergebnisse meiner Untersuchungen über die hautreizende Wirkung von *Primula obconica* Hance, *Pr. sinensis* Lindl., *Pr. Siboldii* Morren und *Pr. cortusoides* L. mitgeteilt. — Obwohl es nun von dem größten Interesse wäre, alle übrigen Formen der Sektion „*Sinenses*“ auf jene physiologische Wirkung zu prüfen, so muß ich mich vorläufig wegen der Schwierigkeit der Erlangung des notwendigen Materials darauf beschränken, wenigstens noch ein Glied der Kette jener Untersuchungen einzufügen, nämlich *Pr. mollis* Hook.

Direkte Versuche mit der hautreizenden Substanz dieser Form, wobei jede andere Infektion vollkommen ausgeschlossen war, zeigte mit vollster Bestimmtheit, daß *Pr. mollis* stark hautreizend ist. Ich bin dabei zu der Ueberzeugung gelangt, daß bei einer gewissen Versuchsanordnung das Primelgift bei jedem Menschen sich wirksam erweist, daß also ganz in Übereinstimmung mit meiner früheren Ansicht höchst wahrscheinlich niemand gegenüber diesem Hautgift immun ist.

---

[1]) ENGLERS Bot. Jahrb. X. B.

[2]) A. NESTLER, Hautreizende Primeln. Berlin 1904.

Von großem Interesse war mir ferner die Untersuchung einer Gartenhybride, *Pr. Arendsii* Pax, deren Eltern eine nicht hautreizende (*Pr. megaseaefolia* Boiss.) und eine hautreizende Form (*Pr. obconica* Hance) sind; sie zeigt die hautreizende Wirkung in derselben Stärke wie *Pr. obconica.*

Bei der Prüfung der mikrochemischen Eigenschaften der hautreizenden Substanz von *Pr. Arendsii* beobachtete ich eine sehr auffallende Reaktion: Entstehung von tiefblauen Nadeln nach Zusatz von konz. Schwefelsäure. Diese Reaktion ist auch bei *Pr. obconica* leicht nachweisbar; bei meinen früheren Untersuchungen dieser Primel war sie mir entgangen, da sie in der Regel erst nach 1 bis 2^h eintritt.

Schließlich habe ich noch zwei nicht hautreizende Formen untersucht, deren oberirdische Organe weiß bestäubt sind: *Pr. pulverulenta* hort. Veitch, nach PAX eine Varietät von *Pr. petiolaris* Wall., und *Pr. verticillata* Forsk.[1]); der Mehlstaub zeigt dieselben Eigenschaften wie der von *Pr. Auricula* L., *Pr. farinosa* L. u. a.[2]).

Primula mollis Hook.[3]).

Alle oberirdischen Organe dieser Primel, namentlich die gestielten Laubblätter, zeigen eine starke Behaarung, die durchwegs aus Köpfchentrichomen von sehr verschiedener Länge besteht: die längsten bis 6 mm und darüber lang, aus 20 und mehr Zellen bestehend; die kürzesten nur aus einer Basalzelle, einer kurzen Halszelle und einem Köpfchen (Fig. 1), mitunter auch nur aus Basalzelle und der Drüsenzelle aufgebaut; letztere Trichome sind durchschnittlich nur 48 μ lang. Dazwischen kommen alle möglichen Größen vor. Die Halszelle ist stets schmäler als die Stielzellen und das Köpfchen, wodurch sich diese Trichome von denen der *Pr. obconica* unterscheiden; sie sind somit mehr den Drüsenhaaren von *Pr. sinensis* ähnlich. Die Sekretzelle der größeren Haare zeigt entweder keine oder nur eine geringe, farblose Sekretmasse, aus der sich bei Zusatz von Wasser kleine Bläschen entwickeln (Fig. 2); mitunter an dem Köpfchen kristallinische Fragmente und an den Stielzellen gelbe Sekretmassen. Die kleineren, etwa aus 4—6 Zellen bestehenden Trichome zeigen, in Luft untersucht. bisweilen eine große Menge eines farblosen Sekretes, das sich bei vorsichtigem Zusatz von 0,5 pCt. Kalilauge zu schönen Myelinformen umbildet.

---

[1]) Herrn Geheimrat Prof. Dr. K. GÖBEL, der mir sehr schöne Exemplare der oben genannten vier Primelformen freundlichst zur Verfügung stellte, spreche ich meinen besten Dank aus.

[2]) A. NESTLER, Das Sekret der Primelhaare der Gattung *Primula*. Sitzungsber. d. kais. Akad. d. Wissensch. in Wien. Bd. CXI.

[3]) Nach PAX (l. c.): Himalaya orient., Bhotan.

Die kleinsten Trichome tragen stets eine Kappe aus farblosen gelben oder braunen Sekretmassen. Drückt man daher einen Objektträger etwas stärker an einen Blütenschaft oder Blattstengel, so erhält man neben zahlreichen farblosen Sekretmassen auch solche von gelbbrauner und brauner Farbe.

Die hautreizende Substanz.

Nach den Erfahrungen mit *Pr. obconica* und den übrigen hautreizenden Primeln konnte kein Zweifel bestehen, daß auch bei *Pr. mollis* die wirksame Substanz im Sekrete der Drüsenhaare enthalten sei.

Man sollte nun meinen, daß das Sekret von *Pr. mollis,* einer Pflanze, die der *Pr. obconica* sehr nahe verwandt ist, mit dem Sekrete dieser Primel vollständig übereinstimmen würde. Das ist nun auffallenderweise in einigen Punkten nicht der Fall.

Um die mikrochemischen Eigenschaften des Sekretes kennen zu lernen, kann man bekanntlich auf zweifache Weise verfahren: Man drückt einen sehr gut mit Alkohol gereinigten Objektträger an ein behaartes Organ oder man reibt ihn schwach an demselben. Auf diese Weise erhält man sicher Sekretmassen der Trichome, aber auch, wie leicht einzusehen ist, andere Bestandteile; an der Oberfläche des betreffenden Organes haften verschiedene aus der Luft stammende Verunreinigungen organischer und anorganischer Natur, die nun mit auf den Objektträger gelangt sind. Auch kann es leicht geschehen, daß das eine oder andere Trichom verletzt wird und sein Inhalt auf dem Objektträger haften bleibt. Diese Umstände können unbedingt die Beobachtung stören. Sicherer scheint es mir, kleinere Partien der Oberhaut vom Blütenstengel oder Blatte abzuziehen und die Eigenschaften des Sekretes direkt an den Trichomen zu studieren. Ich habe beide Methoden angewendet und folgendes ermittelt:

Während das Sekret von *Pr. obconica* sehr leicht und in schönen, großen Kristallen auf dem Objektträger auskristallisiert, ist das beim Sekret von *Pr. mollis* niemals der Fall; es ist farblos oder gelblich bis bräunlich, homogen, selten mit einigen wenigen körnigen Einschlüssen. Es ist leicht löslich in Alkohol, Äther, Benzol, Chloroform; in Kalilauge (5prozentig) langsam löslich; es wird in Osmiumsäure (0,5prozentig) braun bis schwarz.

Zwei Laubblätter wurden ganz flüchtig mit Äther übergossen, der Äther filtriert, um die mitgerissenen Verunreinigungen zu entfernen und bei Zimmertemperatur zum Verdunsten gebracht. Der Rückstand ist eine farblose oder schwach gelblich gefärbte, fettartige Substanz, ohne sichtbare Kristalle; er enthält, wie direkte, später zu erwähnende Versuche zeigten, die stark hautreizende Substanz. Nach etwa 24 Stunden zeigen sich in diesem Rückstande zahlreiche farblose Kristalle, schief rhombische Prismen und Nadeln, die im Gegensatze zu denen von *Pr. obconica* in Alkohol unlöslich (oder vielleicht nur schwer löslich?) zu sein scheinen; Zusatz von konz. Schwefelsäure: die ganze Masse löst sich zuerst mit gelblicher, dann schön smaragd- bis dunkelgrüner Farbe; konz. Salzsäure: es bilden sich smaragdgrüne Kugeln; konz. Salpetersäure: erst gelblichgrün, dann grün, später sehr schön smaragdgrün.

Hautreizende Wirkung.

Die Erfahrungen und direkten Versuche, die ich mit *Pr. mollis* gemacht habe, lassen gar keinen Zweifel darüber aufkommen, daß diese Pflanze in derselben Weise und mit derselben Stärke wie *Pr. obconica* hautreizend wirkt. Eine gewisse Änderung in der Ausführung direkter Versuche, die ich früher nicht gemacht habe, bestimmt mich zu der Annahme, daß niemand gegen das Hautgift dieser Primel, somit wahrscheinlich auch gegen das der *Pr. obconica*, immun ist. Der Einwand, daß ich vielleicht ganz besonders auf irgendwelche Hautgifte reagiere, wird durch Versuche mit solchen Personen hinfällig, die, wie ich früher angegeben habe, auf keine Weise durch *Pr. obconica* infiziert werden konnten, mit Leichtigkeit aber auf das Hautgift der *Pr. mollis* reagierten, wenn die hautreizende Substanz in bestimmter Weise auf die Haut übertragen wurde. Abgesehen davon, daß ich durch bloße Berührung dieser Primel in derselben heftigen Weise, wie durch *Pr. obconica* infiziert wurde, sei auf folgende direkte Versuche hingewiesen.

Die Innenseite des linken Unterarmes wurde am 1. Mai 1908 vormittags mit einem stark behaarten Blütenschaft sanft gerieben, so daß unbedingt auch das Sekret der kleinsten Drüsenhaare auf die Haut gelangen konnte[1]). Bereits nach 12 ^{h} machten sich die ersten Anzeichen der beginnenden Wirkung bemerkbar: starke

---

[1]) Ganz sanfte Berührungen der Haut mit einem Laubblatte oder Blütenstengel, wobei also nur die längsten Trichome zur Wirkung gelangen konnten, hatten keinen Erfolg.

Rötung und Beginn der Blasenbildung unter heftigem Jucken, also dieselben Erscheinungen, wie bei den Versuchen mit *Pr. obconica.* Am 4. Mai: bereits zahlreiche Blasen; die infizierte Stelle umfaßte ungefähr 9 cm ^{2}; gleichzeitig an beiden Händen zahlreiche Blasen infolge des Arbeitens mit dieser Primel. Am 5. Mai: starkes Jucken namentlich während der Nacht; Bildung größerer, hochgewölbter Blasen; daneben kleinere Blasen usw. Am 20. Mai waren die Spuren der Infektion noch deutlich sichtbar. Von sehr heftiger Wirkung waren folgende Versuche: Zwei Laubblätter wurden ganz flüchtig mit Äther übergossen, der Äther filtriert und bei Zimmertemperatur zum Verdunsten gebracht. Eine Menge des Rückstandes, etwa so groß wie ein kleiner Stecknadelkopf, wurde (24. Mai) auf die Haut des linken Armes gebracht und mit einem Stückchen Englisch Pflaster durch 2 ^{h} festgehalten. Bereits nach dieser kurzen Zeit erschien die infizierte Stelle gerötet, nach 24 ^{h} stark gerötet und geschwollen; heftiges Jucken. Ich übergehe die folgenden Stadien der Wirkung und will nur bemerken, daß noch nach 3 Wochen die infizierte Stelle deutlich sichtbar war.

Derselbe Versuch wurde dreimal wiederholt und zwar stets an anderen Hautstellen und mit frisch hergestelltem Material, immer mit demselben Erfolge.

Es ist sehr bemerkenswert, daß dieser Versuch auch bei solchen Personen Erfolg hatte, die nach meinen früheren Erfahrungen durch *Pr. obconica* in keiner Weise angegriffen wurden: weder durch Einreiben mit einem Blatte oder Blütenstengel noch durch Auflegen eines Stückes eines oberirdischen Organes auf die Haut. — Es ist nun sehr wahrscheinlich, daß durch flüchtiges Begießen eines Laubblattes nicht allein das Sekret der Drüsenhaare, sondern auch ein zwar direkt nicht sichtbarer, aber möglicherweise vorhandener Wachsüberzug, vielleicht auch noch andere Bestandteile des betreffenden Organes gelöst werden, so daß man im Rückstand nach dem Verdunsten des Äthers eine Mischung verschiedener Substanzen vor sich hat. Nach den früheren Versuchen mit *Pr. obconica* kann man wohl mit Sicherheit annehmen, daß auch bei dieser Primel das Sekret der Drüsenhaare die hautreizende Substanz ist.

Jedenfalls aber steht es fest, daß auch *Pr. mollis* eine stark hautreizende Wirkung auszuüben vermag, gegen die bei entsprechender Versuchsanordnung kein Mensch immun ist. Ich schließe aus diesem Erfolge, daß auch das Hautgift von *Pr. obconica,* in derselben Weise angewendet, bei jedem Menschen ohne Ausnahme sich wirksam zeigen wird.

Primula Arendsii Pax, eine Gartenhybride = *Pr. obconica* Hance × *Pr. megascaefolia* Boiss.[1]).

Schon ein flüchtiges Berühren der Blätter zeigte mir deutlich, daß bei dieser Gartenhybride die wirksame Substanz in gleicher Weise wie bei *Pr. obconica* vorhanden ist: zahlreiche Infektionen und deren Folgen, größere und kleinere Blasen an beiden Händen mit allen jenen bekannten Begleiterscheinungen.

Ein Laubblatt dieser Primel wird, an seinem Stiele über ein Becherglas gehalten, ganz flüchtig mit Äther übergossen, so daß die Flüssigkeit nur höchstens eine Sekunde das Blatt berührt; dann wird der Äther in ein Glasschälchen filtriert und bei Zimmertemperatur zum Verdunsten gebracht. Der Rückstand ist eine homogene, ockergelbe bis bräunliche, fettartige Substanz, welche nach ungefähr 24 ^{h} in zahlreichen, langen, gelbgefärbten Kristallen auskristallisiert. Bei mikroskopischer Beobachtung des Bodens der Glasschale und zwar bei sehr schwacher Vergrößerung erhält man das Bild Fig. 3: zwischen den langen, gelben Kristallen größere und kleinere, ockerfarbige, fettartige Tröpfchen.

Schabt man mit einem Skalpell ein wenig von diesem Rückstande ab und überträgt die Substanz auf einen Objektträger, so erhält man nach Bedeckung mit einem Deckgläschen öfters ein Bild, wie es in Fig. 4 wiedergegeben ist: in der ockerfarbigen, homogenen Grundsubstanz zahlreiche Prismen und Nadeln, die sich durch ihre gelbe Farbe deutlich abheben; ihre Form ist im allgemeinen dieselbe wie bei *Pr. obconica;* der schief-rhombische Charakter derselben tritt deutlich hervor.

Daß dieser Rückstand die hautreizende Substanz enthält, habe ich in analoger Weise wie für *Pr. mollis* nachgewiesen; seine mikrochemischen Eigenschaften sind dieselben, wie sie für das Sekret der Drüsenhaare von *Pr. obconica* angegeben wurden. Eine Reaktion ist besonders auffallend: Läßt man zu der mit einem Deckgläschen bedeckten Substanz (Fig. 4) einen Tropfen konz. Schwefelsäure hinzufließen, so werden die homogene Grundsubstanz und die gelben Kristalle sofort gelöst und zwar mit grünlichgelber Farbe, die gewöhnlich nach ungefähr 5 Minuten (wie bei *Pr. mollis*) in smaragdgrün bis dunkelgrün übergeht; nach 10 Minuten, mitunter erst nach $^1/_2$ bis 1 ^{h} sieht man an manchen Stellen zahlreiche feine Nadeln von blauer Farbe; allmählich entwickeln sich sehr

---

1) Näheres über diese Gartenhybride in einer monographischen Bearbeitung der Primeln von PAX im „Pflanzenreich“, 22. Heft, Seite 346. Leipzig 1905.

lange blaue Kristalle (Fig. 5); an anderen Stellen sieht man tiefblaue Kugeln, welche bei genauer Betrachtung aus zahlreichen feinen, blauen Nadeln bestehen.

Später entfärben sich diese Kristalle und verschwinden allmählich. Dieselbe Reaktion nach Zusatz von konz. Schwefelsäure tritt auch ein, wenn in dem Rückstand nach dem Verdunsten des Äthers noch keine gelben Kristalle sich ausgebildet haben. — Ist aber dieser Rückstand 3 oder 4 Tage alt und dunkelbraun geworden, dann versagt diese Reaktion; es findet nach Zusatz von Schwefelsäure nur eine Lösung mit brauner Farbe statt.

Dieselbe Reaktion gilt auch für *Pr. obconica*. Bezüglich dieser Primel war es sehr auffallend, daß bei Benutzung von Laubblättern zweier bereits vollständig verblühter Exemplare, die auch sonst sehr kümmerlich aussahen, diese Reaktion nicht eintrat. Als ich aber ein noch junges, nicht blühendes Exemplar für diesen Versuch verwendete, traten die blauen Nadeln in derselben Weise wie bei *Pr. Arendsii* auf[1]).

Bezüglich *Pr. Arendsii* sind noch einige Reaktionen des Rückstandes (Fig. 4) hervorzuheben:

Schwefelsäure verdünnt (1 : 1): braun; konz. Salzsäure: gelblich braun; konz. Salpetersäure: gelb bis gelblichgrün; käufl. Ammoniak: rötlich braun, die Kristalle werden nur sehr langsam angegriffen; — wendet man erst Ammoniak, dann konz. Kalilauge an, so wird die ganze Masse sofort schön grün, später allmählich gelbbraun; Osmiumsäure (0·5 pCt.): die homogene Grundsubstanz dunkelgrau, später schwarz; Jod-Jodkalium: sofort gelb, gelbbraun bis rötlichbraun, später dunkelrotbraun.

Schließlich seien noch als Ergänzung der bereits früher untersuchten nicht hautreizenden Primeln[2]) zwei Formen kurz erwähnt.

Pr. petiolaris Wall. var. *pulverulenta* Hook.[3]). Blütenstengel und Laubblätter bedeckt mit einem weißen, mehlartigen Überzug. Drüsenhaare einer Art, der Form nach gleich denen von *Pr. japonica*, sehr klein, nur aus einer größeren Köpfchenzelle und einer sehr kleinen Stielzelle bestehend; die Sekretzelle bedeckt mit zahlreichen kleinen Stäbchen und Körnchen, die in Äther, Alkohol u. a. sehr leicht löslich sind; nach dem Verdunsten der Lösungsflüssigkeit entstehen am Rande des Deckgläschens sehr schöne, aus feinen Nadeln zusammengesetzte, dendritische und andere Aggregate.

---

[1]) Ob diese Reaktion (Lösung mit grüner Farbe, eventuell Bildung blauer Kristalle nach Zusatz von konz. Schwefelsäure zu der in bestimmter Weise gewonnenen Substanz) für das Primelhautgift charakteristisch ist und für alle hautreizenden Primeln gilt, darüber werde ich in einer folgenden Arbeit berichten.

[2]) A. NESTLER, l. c.

[3]) Nach PAX, l. c S. 175: Sektion *Petiolares*. — Kumaon. Pindaree 3300—4000 m.

Dieselben Verhältnisse zeigt *Primula verticillata* Forsk.[1]; alle oberirdischen Teile, auch Kelch und Krone von einem weißen Mehlüberzug bedeckt, der aus Körnchen und Stäbchen besteht (Fig. 6). Ober- und Unterseite der Laubblätter erscheint fast weiß. Erst nach Anwendung von Äther oder Alkohol werden die Trichome sichtbar, die dieselbe Form zeigen, wie bei der vorher genannten Primel. Der Mehlüberzug wird durch Äther sofort gelöst, es entstehen am Rande des Deckgläschens nach kurzer Zeit zahlreiche lange, zugespitzte oder prismatisch erscheinende Kristalle (Fig. 7). Bei diesen beiden Primeln wird der Rückstand nach Benetzung der Laubblätter mit Äther und Verdunstung desselben durch konz. Schwefelsäure mit gelber Farbe gelöst; eine Bildung von blauen Kristallnadeln findet nicht statt.

Die Versuche bezüglich einer hautreizenden Wirkung des Mehlüberzuges dieser Primeln hatten, wie nicht anders zu erwarten war, durchwegs einen negativen Erfolg.

Prag, Pflanzenphysiologisches Institut der deutschen Universität.

Erklärung der Abbildungen.

Fig. 1 u. 2: Drüsenhaare von *Primula mollis* Hook. — Vergr. 220.

Fig. 3 u. 4: Rückstand nach dem Verdunsten des Äthers, mit dem ein Laubblatt von *Primula Arendsii* Pax flüchtig benetzt wurde. — Vergr. 26 (Fig. 3) u. 80 (Fig. 4).

Fig. 5: Blaue Kristallnadeln nach Zusatz von konz. Schwefelsäure zur Substanz Fig. 4. — Vergr. 80.

Fig. 6: Mehlüberzug des Blütenstengels von *Primula petiolaris* Wall. var *pulverulenta* Hook. — Vergr. 220.

Fig. 7: Kristalle nach Zusatz von Äther zur Substanz Fig. 6. — Vergr. 80.

---

[1] Nach PAX, l. c. S. 106: Sektion *Floribundae*. — Abessinien, Sinai: in botan. Gärten in Kultur; Blüten gelb.

55. F. Tobler: Über Regeneration bei Myrionema.

(Mit 6 Textfiguren.)

(Eingegangen am 16. Juli 1908.)

Myrionema vulgare Thur. (*M. strangulans* Grev.), eine der häufigsten *Ectocarpaceen* der Nordsee, bildet auf den Stämmen von *Laminaria*arten auffallende braune Flecken von unregelmäßiger Gestalt und wechselnder Größe (1—5 mm Durchmesser). Man bemerkt sie besonders an solchen Teilen, wo eine Besiedlung durch andere Algen fehlt. Das ist gewöhnlich der Fall am oberen Ende des *Laminaria*stieles nahe der Blattspreite und hier läßt die hellere Farbe des Substrates die dunkelbraunen Flecken besonders deutlich erkennen.

Das gleiche gilt aber auch in tieferen Teilen von den Exemplaren solcher Standorte, die die Besiedlung der Stiele durch andere Algen nicht gestatten. So fand ich die *Myrionema*thalli reichlich und allein vorkommend an *Laminarien*, die einer starken Stömung ausgesetzt waren. Es war das August 1907 an einer Stelle zwischen den dem Trondhjemsfjord vorgelagerten Inseln Garten und Storfossen bei Beian, wo ein schmaler, aber verhältnismäßig tiefer Kanal aus dem Schärengürtel herausführt. Diese Stelle besitzt eine je nach dem Gezeitenstande verschieden gerichtete, ungewöhnlich starke Strömung. Die Algenflora des felsigen Grundes ist ziemlich gering. Exemplare von *Laminaria digitata* finden sich aber ziemlich reichlich, bei Ebbe etwa 1—2 m tief. Während ihnen bei üppiger Entwicklung sonst selten die Epiphyten derart fehlen, wiesen diese Stiele keine andere Besiedlung als *Myrionema vulgare* auf. Aber auch an diesen war der Einfluß der Strömung zu bemerken.

Der *Myrionema*thallus präsentiert sich auf dem senkrecht zur Oberfläche geführten Schnitt als ein dicht gedrängtes Polster nebeneinander und (wenigstens in der Mitte) aufrecht stehender Zellfäden auf sohlenartig kriechender Unterlage. In der Regel sind bei unserer Art, wie die SAUVAGEAUschen Untersuchungen[1]) lehren, in den Rasen nebeneinander Assimilatoren, Haarfäden und die (pluriloculären) Sporangien vorhanden. Häufig findet man aber auch nur die Assimilatoren oder unmittelbar der Sohle aufsitzende Sporangien allein vorherrschend. Die von mir gefundenen Exemplare vom genannten Orte fruktifizierten fast gar nicht, neben den Assimilatoren traten aber auch die Haarzellreihen selten auf. Sie sind charakterisiert durch ihre Farblosigkeit und die größere Länge der Zellen, die Wanddicke ist in den unteren Teilen öfter in beiden Organen die gleiche.

---

[1]) C. SAUVAGEAU, Sur quelques *Myrionémacees*. Annales des sciences natur. 8. Reihe 5. Bd. Botan. 1897. p. 161.

Nun zeigten in dem fraglichen Material fast alle Assimilatoren folgendes abweichende Bild: »Im oberen Teil besaßen viele plötzliche Verschmälerung und hellere Farbe, viele waren in geringer Höhe ihrer Spitzen beraubt. Es stellte sich heraus, daß die ersteren Gruppen solche waren, die nach Verlust ihrer oberen Zellen regenerierten, die letzteren waren verletzte ohne Regeneration[1]). Den jugendlichen Charakter der regenerierten Spitze erkennt man an der geringeren Wanddicke, aber auch der plötzliche Absatz fällt durch Reste der alten Zelle ins Auge, innerhalb deren die Verletzung erfolgte (Fig. 1 und 2). Ein kragenartiger Stumpf der alten dickeren Wand umkleidet den jungen aussprossenden Teil. Der Stumpf kann eine oder zwei Zellen des jungen Fadens überdecken, in anderen Fällen aber bleiben auch wohl nur im Profil deutlich sichtbare Zähne an den Seiten des Fadens davon übrig. An einzelnen Fällen ließ sich zugleich konstatieren, daß die Regeneration sich wiederholt, indem nämlich zwei Kragenbildungen dicht übereinander saßen. Die Produkte der Regeneration hatten an allen beobachteten Objekten nur die Länge weniger Zellen. Das Verhältnis ihrer Längen- und Querdurchmesser zueinander gibt ihnen den Charakter von assimilatorischen Hyphen, trotzdem sie im Inhalt keine Chromatophoren von der Größe und Deutlichkeit der älteren Teile aufweisen[2]). An alten (d. i. sehr breiten) Fäden scheint die Regeneration langsam oder gar nicht zu erfolgen. (Figur 3.)

---

[1]) Sauvageau erwähnt Regeneration an dem kriechenden Teil des Thallus ohne Einzelnes, sowie häufige nachträgliche Durchwachsung der entleerten Sporangien. Die dabei entstehenden Bilder sind aber anderer Art. Auf einigen seiner Bilder ist möglicherweise ein Verhalten, wie das oben beschriebene, dargestellt. Im Text ist nichts erwähnt. Jedenfalls ist der Vorgang keine so generelle Erscheinung wie hier gewesen. Die (sehr kleinen) fraglichen Figuren sind: 1 F, 2 E, 3 D E F. Vielleicht auch das Sporangien?

[2]) Die Beobachtungen sind an Alkohol- und Formolmaterial gemacht. Doch bedeutet das meiner Erfahrung nach für diese Objekte nichts.

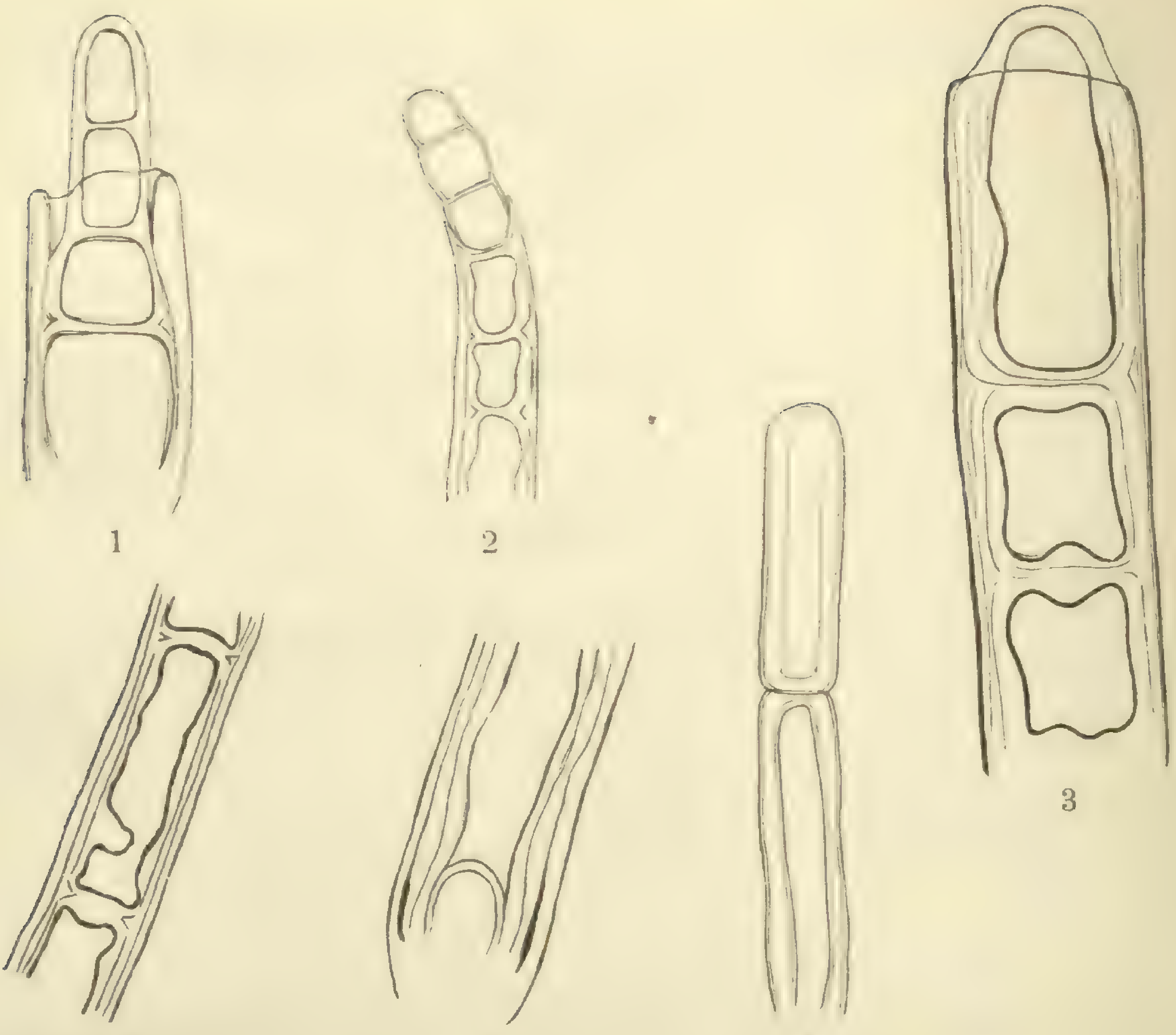


Fig. 1. Regeneration an Myrionema. 570 ×. Fig. 2. Regeneration. Die älteren Zellen mit verdickter Wand. 275 ×. Fig. 3. Beginn einer Regeneration oder Vernarbung. 570 ×. Fig. 4. Wandverdickungen. 570 ×. Fig. 5. Beginn einer Regeneration. Wandstruktur. 570 ×. Fig. 6. Die obere Zelle tot, die Wand in Zerstörung. 275 ×.

Das gleiche Objekt gibt nun auch einige Hinweise auf Bau und Ausbildung der Membranen bei *Myrionema.* Die bräunlichgelbe bis olivenbraune Farbe, die den Polstern des *Myrionema* zukommt, ist nicht allein von den Chromatophoren bedingt, deren die Zellen der Assimilatoren jede mehrere besitzen¹), sondern es ist in deren älteren Teilen auch die Membran gelb bis braun gefärbt. Den jüngeren Teilen fehlt diese Eigenschaft und darum heben sich auch die regenerierten Spitzen so auffallend ab, alle älteren Teile lassen an breiteren Stellen der Wand, z. B. nahe den Querwänden, schon ohne künstliche Färbung vorzügliche Schichtung erkennen (Fig. 2—6). Die fortgesetzten Verdickungen führen unter

---

1) Wie auch SAUVAGEAU angibt. Von der Färbung der Wände erwähnt er nichts.

Umständen (häufig gerade in den regenerierenden Stümpfen!) zu merkwürdigen unregelmäßigen Wülsten auf der Innenwand (Fig. 2 und 4). SAUVAGEAU hat die Membran nur an dem kriechenden Thallusteil untersucht und gibt an, daß ihre Verkittung durch Pektinverbindungen bewerkstelligt sei; d. h. er hat eben für diese Partien die leichte Tingierbarkeit mit Rutheniumrot konstatiert[1]). Dies Verhalten gilt auch an den Spitzen für die älteren Teile im Gegensatz zu den jungen. Die letzteren zeigten geeignete Färbungen mit Kongorot (Callose und Zellulose färbend), die ersteren beispielsweise auch mit Nachtblau (Pektinverbindungen färbend). Mit einiger Sorgfalt konnte für Fälle wie in Fig. 5 eine vorübergehende Doppelfärbung erzielt werden: nur der eingebettete Kopf, d. i. der junge Sproß, war rot, der umgebende ältere Teil blau. Innerhalb der älteren Wände selbst hebt sich gewöhnlich durch künstliche Färbung keine Schichtung oder Differenzierung deutlicher heraus. Doch ist schon vorher überall eine scharf markierte schmale äußere Lamelle zu erkennen. Bei der Zerstörung von Zellwänden (Fig. 6, wo keine Regeneration erfolgt) erkennt man in der toten Zelle noch völlig intakt diese äußere mit Kongorot sich intensiv färbende Schicht, während die übrigen Lamellen schon in Auflösung begriffen und undeutlich geworden sind.

Die der oben beschriebenen Regeneration vorangegangene Verletzung darf man, da sie an allen Exemplaren des Standorts zu beobachten war, wohl als Folge der starken Strömung auffassen. Die lockeren oberen Teile des Polsters werden förmlich abgeschoren, verschont bleiben höchstens die seitlichen Fäden am Polsterrande, sowie, wo vorhanden, die flexiblen Haarfäden.

Münster (Westf.), Botan. Institut d. Univ., 10. Juli 1908.

---

[1]) Ich habe gezeigt, daß diese Eigenschaft auch sicher anderen als den „Pektinverbindungen" zukommt, also keine „Reaktion" ist (Zeitschr. f. wiss. Mikr. 1906, XXIII, 182.)

56. Leopold von Portheim und Emil Scholl: Untersuchungen über die Bildung und den Chemismus von Anthokyanen.

(Vorläufige Mitteilung)

(Eingegangen am 16. Juli 1908.)

Trotz der reichhaltigen Literatur, die über die Anthokyane existiert, fehlt es dennoch an eingehenderen Untersuchungen über die Entstehung und Anhäufung dieser Farbstoffe in den Pflanzen. Auch eine detaillierte chemische Klassifikation dieser Körper ist nicht vorhanden, obwohl WIESNER[1]) schon längst darauf hingewiesen hat, daß daß das „Anthokyan" unmöglich in verschiedenen Pflanzen gleichartig sein kann. WEIGERT[2]) unternimmt allerdings den Versuch, die Farbstoffe der Anthokyangruppe nach ihrem Verhalten zu basischem Bleiacetat usw. in zwei Gruppen einzuteilen, die Weinrot- und Rübenrotgruppe, jedoch weist MOLISCH[3]) darauf hin, daß nicht alle Anthokyane sich in diese Gruppen einreihen lassen.

Aus diesen Gründen einigten wir uns, gemeinsam die folgenden Untersuchungen vorzunehmen. Der chemische Teil wird im pflanzenphysiologischen Institute der Universität in Wien von E. SCHOLL, der biologische Teil in der Biologischen Versuchsanstalt in Wien von L. v. PORTHEIM durchgeführt.

Die genauere Betrachtung verschiedener Farbstoffe ergibt in der Tat, daß sie einzeln eine Anzahl von Reaktionen zeigen, die sich scharf auseinanderhalten lassen. Versuche mit Blütenfarbstoffen, z. B. aus *Iris Germanica*, *Matthiola* sp., *Centaurea Cyanus*, *Petunia*, *Paeonia* und *Aster* sp., in der Art durchgeführt, daß wässerige oder alkoholische Auszüge der betreffenden Farbstoffe auf ihr Verhalten gegen Temperaturerhöhung und -erniedrigung, gegen Verdünnen usw. geprüft wurden, ergaben in vielen Fällen interessante Farbenumschläge.

Der eine von uns hat in der Dialyse durch tierische Membranen der mit Wasser ausgezogenen, zerquetschten, gefärbten

---

[1]) WIESNER, J., Einige Beobachtungen über Gerb- und Farbstoffe der Blumenblätter. Botanische Zeitung, Bd. 20, 1862, S. 392.

[2]) WEIGERT, L., Beiträge zur Chemie der roten Pflanzenfarbstoffe. Jahresber. önol pomol. Lehranstalt zu Klosterneuburg. 1894—95.

[3]) MOLISCH, H., Über amorphes und kristallisiertes Anthokyan. Botanische Zeitung, 1905, I. Abt., S. 159.

Pflanzenteile ein Mittel gefunden, das es ermöglicht, speziell die in kaltem Wasser sehr leicht löslichen Farbstoffe in ziemlicher Reinheit zu erhalten, da der größte Teil der Inhaltskörper der Zellen zurückgehalten wird. So gelang es, den sonst so leicht zersetzlichen Farbstoff der roten Rübe auf diesem Wege zu gewinnen.

Wenn man gut zerkleinerte rote Rüben in einer Saftpresse auspreßt und den erhaltenen schwarzroten, undurchsichtigen Preßsaft der Dialyse durch tierische Membranen unterzieht (wir verwendeten die gut gereinigte und unverletzte Harnblase eines frisch geschlagenen Rindes), so erhält man nach einigen Stunden ein tief rot gefärbtes Diffusat. Diese rote Lösung erträgt ein Konzentrieren am Wasserbade nicht. Setzt man aber im Verhältnis zur Flüssigkeitsmenge eine sehr kleine Quantität verdünnter Essigsäure zu, so gelingt es, den Farbstoff unzersetzt einzudampfen.

Eine vorläufige Prüfung dieses Farbstoffes macht es wahrscheinlich (FORMANEK[1]) gelangte durch eine spektral-analytische Untersuchung zur gleichen Annahme), daß er aus einer roten und gelben Komponente besteht. Denn versetzt man die konzentrierte Lösung des Farbstoffes mit einer größeren Menge von 96 prozentigem Alkohol, so erhält man eine Fällung, die in Wasser mit blauvioletter Farbe löslich ist, während das alkoholische Filtrat gelb bis orange gefärbt erscheint.

Da wir nun annehmen, daß wir in der Dialyse der Farbstoffe durch tierische Membranen ein Mittel gefunden haben, das es ermöglicht, in allen jenen Fällen, wo die Extraktion mit Alkohol in der Wärme oder Kälte untunlich erscheint[2]), den Farbstoff in relativer Reinheit unzersetzt zu isolieren, so haben wir uns es zur Aufgabe gestellt, Anthokyane rein darzustellen und von biologischen und chemischen Gesichtspunkten aus zu untersuchen.

Gegenwärtig beschäftigen wir uns damit, das Entstehen des Farbstoffes in den Samen von *Phaseolus multiflorus* zu verfolgen. Dabei gehen wir von dem Gedanken aus, daß das genaue Studium eines dieser Farbstoffe in einer bestimmten Pflanze möglicherweise

---

[1]) J. FORMANEK, Journal pr. Chemie, Bd. LXII, S. 310.

[2]) Z. B. bei der roten Rübe, bei Rotkraut, bei Beerensäften, wo einerseits die Zellsäfte eine zu starke Verdünnung des Alkohols herbeiführen, wodurch störende Zellinhaltskörper in Lösung gehen, andererseits ein Konzentrieren der Zellauszüge wegen der leichten Zersetzbarkeit der Farblösungen unmöglich ist.

Fingerzeige zur Behandlung des ganzen Fragenkomplexes geben wird.

Zu diesem Zwecke wurde ein größeres Feld mit *Phaseolus multiflorus* bebaut, und es sollen die Früchte in den verschiedenen Stadien der Entwicklung in größerer Menge gesammelt und hernach untersucht werden.

Jetzt sei nur mitgeteilt, daß es gelungen ist, aus der Samenschale von *Phaseolus multiflorus* einen kristallisierten Farbstoff herzustellen, der die Eigenschaften der Farbstoffe der Anthokyangruppe zeigt. Der kristallisierte Farbstoff wurde auf folgendem Wege erhalten:

Die Samen wurden ein bis eineinhalb Stunden in destilliertem Wasser liegen gelassen. Da der Farbstoff in kaltem Wasser schwer löslich ist, war das Wasser nach dieser Zeit kaum gefärbt. Von den aufgeweichten Samen wurde nun die Testa mit Leichtigkeit abgezogen. Die so erhaltenen Samenschalen (etwa 10 % des Gewichtes des ganzen Samen) wurden an der Luft getrocknet und dann in einer Mühle möglichst fein gemahlen. Hierauf wurde wiederholt mit Alkohol in der Wärme extrahiert. Die Versuche über die beste Art und Weise der Extraktion sind noch nicht abgeschlossen und sollen in der ausführlichen Mitteilung besprochen werden. Jedenfalls erhält man einen dunkeln mehr braun als rötlich gefärbten Extrakt.

Der wenig konzentrierte Extrakt wurde stehen gelassen. Es kristallisierten winzige, schwach gelb gefärbte Wärzchen aus der Lösung. Unter dem Mikroskop erschienen die Wärzchen als prachtvolle Nadelbündel. Die Natur dieser Substanz ist momentan noch nicht erforscht.

Das Filtrat wurde zuerst durch Abdestillieren, später durch Abdampfen auf dem Wasserbade bis zur Syrupkonsistenz konzentriert. Es erweckt den Anschein, als ob auch diese Flüssigkeit zum Kristallisieren gebracht werden könnte. Wird dieser dunkelbraune Syrup resp. eine verdünnte Lösung mit einigen Tropfen konzentrierter Salzsäure versetzt und gekocht, so erhält man eine prachtvoll rotviolett gefärbte Lösung, die in der Eprouvette bei einiger Konzentration undurchsichtig erscheint. Läßt man diese Lösung in einer flachen Schale einige Tage stehen, so erhält man sehr schöne in Alkohol leicht lösliche rubinrote mikroskopisch kleine Kristalle.

Unter dem Mikroskop sieht man entweder lose, ziemlich dicke Nadeln, teilweise gerade, teilweise gebogen und keulenförmig verdickt, oder kugelige Aggregate, von denen feine radialförmig angeordnete Nadeln auslaufen, die in die Nadeln des nächsten Kügelchens eingreifen, wodurch hübsche Rosetten zustande kommen.

Die rubinroten Kristalle werden unter dem Mikroskop auf Zusatz von verdünntem Ammoniak blau, auf Säurezusatz wieder rot. Das auf einem Objektträger unter einem Deckglas befindliche Präparat wurde nach einigen Tagen blau.

Die in verschiedenen Arbeiten, auf die gegenwärtig nicht eingegangen werden soll, ausgesprochene Ansicht, daß die Anthokyane in glycosidartiger Bindung mit Zucker oder Gerbstoffen auftreten sollen, scheint auch bei unserem Farbstoff zuzutreffen, wie aus folgenden Versuchen hervorgeht.

Der zur Syrupdicke eingedampfte, von den farblosen Kristallen befreite Samenschalenextrakt wurde mit Äther versetzt. Es fiel eine braun gefärbte, zähe Masse aus, von der vorläufig nur mitgeteilt werde, daß sie in Wasser mit rein brauner Farbe leicht löslich war. Es sei das die Substanz A. Das Filtrat von A (stark rot gefärbt) wurde konzentriert und neuerlich mit Äther gefällt. Es fiel diesmal wieder eine zähe, aber schön rotviolett gefärbte Substanz aus, die B genannt werde. B bestand wahrscheinlich zum größeren Teil aus A, zum kleineren aus einem rotvioletten Farbstoff. Das Filtrat von B wurde durch Äther nicht mehr gefällt und gab nach dem Abdampfen einen braungelben, in Wasser unlöslichen Rückstand C.

Wie erwähnt, ist die braune, zähe Masse A in Wasser leicht löslich. Versetzte man die konzentrierte, wässerige Lösung mit einer kleinen Menge konzentrierter Salzsäure, so fiel anscheinend die ganze Masse orangerot gefärbt aus. (Versuche über die Natur dieses Körpers werden angestellt.) Wurde diese in Alkohol schwer lösliche Substanz in alkoholischer Salzsäure suspendiert und gekocht, so erhielt man durch Spaltung den bereits eingangs erwähnten kristallisierbaren roten Farbstoff.

Da der aus der Fällung A durch Kochen mit alkoholischer Salzsäure erhaltene rotviolette Farbstoff kristallisiert, so liegt die Möglichkeit vor, diesen Farbstoff in größerer Menge rein darzustellen, wodurch auch der Anstoß gegeben ist, auf die chemische Konstitution wenigstens eines Anthokyans näher einzugehen.

57. Karl Gaulhofer: Über die anatomische Eignung der Sonnen- und Schattenblätter zur Lichtperzeption.

(Mit Tafel IX.)

(Eingegangen am 17. Juli 1908.)

An dicht belaubten Sträuchern und Bäumen stehen die peripheren, der Sonne ausgesetzten und die im Schatten der übrigen verborgenen Blätter unter ganz verschiedenen Lebensbedingungen. die im Baue der Spreiten ihren anatomischen Ausdruck finden. Am auffälligsten wird das Assimilationssystem geändert, dessen Abhängigkeit vom Lichtgenusse daher am eingehendsten studiert worden ist[1]. Doch hat schon STAHL[2] darauf aufmerksam gemacht, daß auch das Hautgewebe durch sonnigen oder schattigen Standort modifiziert wird. Dem hohen Temperaturen ausgesetzten Sonnenblatte entsprechen derbe Epidermisaußenwände und große wasserreiche Zellen, dem vor intensiver Beleuchtung geschützten Schattenblatte zartere Wände und ein kleineres Lumen.

Zahlreiche Beobachter haben ferner darauf hingewiesen, daß sich die Sonnenblätter durch mannigfache Einrichtungen gegen zu starke Insolation schützen. Eine ausführliche Zusammenstellung dieser das Hautgewebe betreffenden Anpassungen findet man bei BAUMERT[3], der die Lichtschutzfrage auch einer eingehenden experimentellen Prüfung unterworfen hat.

Ebenfalls auf dem Lichtbedürfnis beruht der große Unterschied in der Stellung von Sonnen- und Schattenblatt zur Lichtrichtung. Die im grellen Sonnenlichte erwachsenden Blätter zeigen ganz das Verhalten der panphotometrischen Spreiten WIESNERS. Mehrfach gekrümmt, eingerollt, runzlig, weisen sie entweder keine bestimmte Orientierung zum Lichte auf, oder aber sie stellen sich unter dem Einflusse der Sonnenstrahlen mehr oder minder vertikal[4]. Die Schattenblätter sind transversal-heliotropisch, meist flach ausgebreitet und stellen sich sehr genau auf Lücken im Blätterdache oder überhaupt nach der Seite des stärksten diffusen Lichtes ein. Einerseits also Lichtschutz, andererseits höchste Ausnützung des Lichtes.

Da die Laubblätter eine nicht unbedeutende anatomische und physiologische Umbildungs- und Anpassungsfähigkeit unter dem

---

[1] Siehe HABERLANDT, Physiologische Pflanzenanatomie S. 267, Anm. 7.

[2] Zeitschrift für Naturwissensch. XVI N. F. IX 1, 2, S. 14—17.

[3] Beiträge z. Biol. d. Pfl. 9. Bd. 2. Heft, § 2—19.

[4] STAHL, Zeitschr. f. Naturw. XVI. N. F. IX 1, 2, S 26—27.

Einflusse des Lichtgenusses erkennen lassen, so lag es vom Standpunkte der Lichtsinnestheorie HABERLANDTs sehr nahe, in der Epidermis der Schattenblätter vorteilhafte Anpassungen an die Lichtperzeption zu erwarten, gegenüber den Sonnenblättern derselben Art oder desselben Induviduums. Schon HABERLANDT [1]) hat auf das große Interesse dieser Fragestellung für seine Theorie hingewiesen. ALBRECHT [2]) hat kürzlich unter anderem eine größere Anzahl von Blättern daraufhin mit negativem Erfolge untersucht. Da mir aber seine etwa zwei Druckseiten umfassende Erledigung des Problems unzulänglich erschien, nahm ich mir dasselbe zum Gegenstande der nachfolgenden Untersuchungen.

Auf zwei Arten kann die Epidermis zu einem vollkommeneren Perzeptionsorgane werden. Entweder wird das Plasma empfindlicher, oder aber es wird der anatomische Bau der Zellen für die Lichtperzeption geeigneter.

Daß im schwachen Lichte oder im Dunkeln gezogene Pflanzen lichtempfindlicher sind, ist schon lange bekannt; ich verweise auf E. PRINGSHEIMs [3]) sorgfältige Arbeit, in der auch die einschlägige Literatur erwähnt wird. Allerdings beziehen sich jene Beobachtungen ausschließlich auf Algenschwärmer und Keimpflanzen. Ein Analogieschluß auf das transversalheliotrope Blatt dürfte aber nicht verfehlt sein. Eine derartige höhere Reizbarkeit würde also anatomische Anpassungen überflüssig machen, so daß diese von der Lichtsinnestheorie nicht unbedingt gefordert werden. Tatsächlich konnten bei einer allerdings geringen Zahl der von mir untersuchten Pflanzen Unterschiede im Baue der Sonnen- und Schattenepidermis nicht gefunden werden, solche Unterschiede natürlich, die zu verschiedenen Beleuchtungsverhältnissen auf den Innenwänden führen.

Bei der großen Mehrzahl der untersuchten Pflanzen aber waren die Schattenblätter durch vollkommeneren Bau ihrer Perzeptionsorgane ausgezeichnet.

Natürlich darf man bei der Untersuchung nicht wie ALBRECHT lediglich darauf sehen, ob die Schattenepidermiszellen stärker gewölbt sind, es kann eine stärkere Wölbung ja sogar die Lichtkonzentration beeinträchtigen, wenn dadurch der Brennpunkt des

---

1) Die Lichtsinnesorg. d. Laubbl. ENGELMANN 1905 S. 126.

2) Ü. d. Perzeption d. Lichtrichtung in den Laubbl. Dissertation. S. 15 und 16.

3) Beitr. z. Biol. d. Pflanzen. 9. Bd. 2. H. S. 263—303.

Strahlenbüschels von der Innenwand weiter entfernt und der Zerstreuungskreis größer wird. Aus dem gleichen Grunde ist aber auch größere Höhe der Zellen bei gleicher Wölbung nicht maßgebend für die stärkere Sammlung. Es muß also jeder Vergleich der Sonnen- und Schattenform vom Linsenversuche ausgehen, dem erst die genaue anatomische Untersuchung zu folgen hat. Die Unterschiede im Gelingen des Linsenversuches sind aber nicht oft so bedeutend, daß sie ohne weiteres zu merken sind; da bewährt sich am besten der von mir befolgte Vorgang.

Man stellt beim Linsenversuche genau auf die Innenwand einer Zelle ein, und hebt dann den Tubus solange, bis das runde Blendenbildchen mit irgendeinem Gegenstande von jeweils gleicher Entfernung, z. B. dem Fensterbalken, scharf erscheint. Die Zahl der Grade oder Teilstriche, um die man die Mikrometerschraube jedesmal drehen muß, gestattet eine außerordentlich genaue Wertschätzung des Baues der Zellen[1]). Je mehr Grade nötig sind, desto geringer ist die Sammlung auf der Innenwand.

Die auf diese Art konstatierte Linsenwirkung einer Zelle allein sagt nicht genug aus. Man hat in zweiter Linie auch auf die Intensität der Erscheinung zu achten, die zum Beispiel durch einen genügend dichten Überzug von Wachskörnchen, wie ihn Sonnenblätter so häufig tragen, ganz wesentlich beeinträchtigt wird, ohne daß deshalb die Linsenwirkung aufgehoben wäre. Eine ähnliche, aber bei weitem nicht so starke Schwächung rufen mitunter Fältelungen der Cuticula hervor.

Mitunter findet man, daß ein Unterschied in der Wölbung der Sonnen- und Schattenepidermis nicht vorhanden ist, obwohl der Linsenversuch verschieden ausfällt. Diese Tatsache ist ohne weiteres erklärlich, wenn man bedenkt, daß die Sonnenzellen meist weitaus dickere Außenwände besitzen und dadurch trotz gleicher Proportionen schechter zur Lichtkonzentration geeignet werden als die zartwandigen Schattenepidermen.

Darauf bezügliche Konstruktionen findet man bei SPERLICH[2]) mit einer ausführlichen Erklärung.

Ich will nunmehr die von mir an 17 von 22 untersuchten Pflanzen gefundenen Anpassungen kurz beschreiben. Das Material stammt ausnahmslos aus dem botanischen Garten der Grazer Universität, so daß mir von vornherein eine gewisse Beschränkung in der Auswahl des Materials auferlegt war, indem ich nur Büsche und Bäume mit besonders dichtem Laubwerke berücksichtigen konnte. Bessere Ergebnisse würde sicher das Sammeln im Unterholze dichter Wälder liefern.

---

[1]) Von einer Umrechnung der Grade in Millimeterbruchteile wurde Abstand genommen, da es sich lediglich um Vergleichszahlen handelt. Ich benutzte bei meinen Untersuchungen ein Stativ von Zeiß.

[2]) Sitz.-Bericht d. Wiener Akademie. Bd. LXVI. Abt. I. April 1907. S. 12.

Prunus Padus stellt einen besonders schönen Anpassungsfall dar. Die unbestimmt orientierten Sonnenblätter sind zwar ziemlich flach ausgebreitet, ihre Oberfläche ist aber mit starken Runzeln bedeckt. Die Schattenblätter dagegen befinden sich stets deutlich in der fixen Lichtlage und besitzen flache, glatte Spreiten.

Beim Sonnenblatte gelingt der Linsenversuch nur mit den wenigsten Zellen und da recht schlecht. Die Mikrometerschraube muß durchschnittlich um 100° gedreht werden bis das Blendenbild erscheint.

Beim Schattenblatt dagegen zeigt der Linsenversuch sehr schöne, scharf differenzierte Zerstreuungskreise, die sich bei einer Drehung von 5—10° in Blendenbildchen umwandeln. Dementsprechend sind die Sonnenzellen (Fig. 2) auf Querschnitten länglich mit niedrigem Lumen, 24 μ hoch, mit 6 μ dicken Außen- und 6—8 μ dicken Innenwänden. Die Außenwände, die nur recht schwach vorgewölbt sind, sind in der Mitte etwas dicker als an den Rändern. Die Innenwände wölben sich mehr minder gegen die Palisaden vor und zeigen die erwähnte auffallende Verdickung[1]).

Die Schattenblattepidermis (Fig. 1) weist ebenso hohe (24 μ) aber stets kürzere Zellen auf. Auch entfällt ein größerer Teil der Höhe auf die Wölbung nach außen und innen. Oft ist die ganze Außen- und Innenwand gleichmäßig vorgewölbt, oder es sind beschränkte einander gegenüberliegende Stellen kuppelartig ausgebaucht, wie es schon SEEFRIED[2]) für eine Anzahl von Pflanzen beschrieben und abgebildet hat. Die Außenwand ist ebenso dick wie im Sonnenblatt (6 μ), die Innenwand dünner (4 μ). In beiden Epidermen sind Gerbstoffe vorhanden. Die Cuticula des Sonnenblattes ist glatt oder zart gefältelt, die des Schattenblattes ebenso, ohne daß die schwachen Fältchen den Linsenversuch stören. Es ergibt sich somit eine beträchtliche Überlegenheit des Schattenblattes.

---

[1]) Derart erinnern sie lebhaft an die von BAUMERT in seiner oben zitierten Arbeit beschriebenen und auf Seite 134 abgebildeten Hohlspiegelzellen der *Bromeliaceen*, denen er große Bedeutung bei der Lichtreflexion zuweist. In wenn auch geringerem Maße sind sicher auch die Sonnenepidermen von *P. Padus* zur Reflexion geeignet

[2]) Lichtsinnesorgane der Laubblätter einheimischer Schattenpflanzen, Berichte d. Wiener Akademie, Bd. LXVI. Abt. I. Juli 1907. S. 1311—1357.

Prunus Avium. Der Linsenversuch gelingt beim Schattenblatt besser. In der Wölbung der Zellen ist zwar kein besonderer Unterschied zu finden, indem man die Schraube immer um etwa 60° drehen muß, um auf das Blendenbildchen einzustellen, wohl aber ist die Sonnencuticula stark skulpturiert, der Zerstreuungskreis dadurch arg „verkratzt“. Im Schattenblatt stört die gleichmäßig gefältelte Cuticula den Linsenversuch nicht. Infolge der welligen Radialwände entstehen unregelmäßige Mittelfelder. Auf Querschnitten sieht man, daß im Schatten- und Sonnenblatte fast alle Epidermisinnenwände stark verschleimt sind. Auf dem Plasmabelag der Innenwand kommt also wohl auch im Schattenblatte kaum eine Helligkeitsdifferenz zustande, und man muß mit HABERLANDT annehmen, daß die obere Plasmahaut der Palisadenzellen den Lichtreiz perzipiert. Unter dieser Annahme ist das Lichtblatt wegen seiner stark skulpturierten Cuticula schlechter gebaut. Die Zellen über dem Gefäßbündeln sind in beiden Blattarten unverschleimt.

Prunus cerasifera wird von ALBRECHT¹) als ein Beispiel besserer Eignung der Sonnenblätter angeführt. Er behauptet, daß „die Außenwände der Lichtblätter eine allerdings nur in geringem Maße stärkere Krümmung“ aufweisen. Das ist ebenso wie die darauf bezüglichen Zeichnungen unrichtig. Der Sachverhalt ist vielmehr folgender. Die Lichtzellen weisen allgemein viel größere Dimensionen (20–36 μ breit, 26—32 μ hoch) auf als die Schattenblätter (9—12 μ breit, 26 μ hoch). Auch relativ sind sie breiter, während der Wölbungsanteil an der Höhe in beiden Blättern ungefähr gleich, oft sogar im Schattenblatte größer ist. Daraus resultiert ein kleinerer Krümmungsradius und stärkere Konzentration im Schattenblatte. Die Schattenaußenwand ist zarter als die meist 4 μ dicke der Sonnenepidermis. Endlich aber hat ALBRECHT vollkommen die häufige Verschleimung der Innenwände im Sonnenblatte übersehen, wovon das Schattenblatt völlig frei ist. So ist es nicht verwunderlich, wenn der Linsenversuch beim Schattenblatte sehr schön ausfällt, beim Sonnenblatte völlig mißlingt, wozu noch die stark gefältelte Cuticula ihren Teil beiträgt. Die Innenwände im Sonnenblatte sind durchweg stark vorgewölbt, im Schattenblatte etwas weniger und gleichmäßiger bogig.

---

1) Dissertation, S. 16.

Tilia grandifolia ist schon von HABERLANDT[1]) beschrieben worden, ohne Rücksichtnahme auf Schatten- und Sonnenform. Nach ihm sind die Innenwände der meisten Epidermiszellen stark verschleimt und letztere zur Perzeption auch ihrer ebenen Außenwände wegen nicht geeignet; die unverschleimten Zellen vermögen infolge ihrer konvexen Außenwände zu perzipieren. Diese Beschreibung paßt teilweise auf das Schattenblatt, in dem aber verschleimte Zellen nicht einmal besonders häufig sind. Der Linsenversuch gelingt daher sehr gut. Im Sonnenblatte dagegen wird es gar nicht leicht, unverschleimte Zellen aufzufinden. Meist treten sie nur über den Gefäßbündeln auf. Der Linsenversuch gelingt daher auch gar nicht, oder nur mit wenigen Zellen[2]).

Tilia alba hat ebenfalls verschleimte Innenwände. Im Sonnenblatt ist die große Mehrzahl der Zellen nach außen schwach, nach innen sehr stark gewölbt, und mit mächtigen Schleimpolstern versehen: dichter Wachskörnchenüberzug. Über den Bündeln wenige unverschleimte Zellen. Im Schattenblatte bleiben fast alle Zellen unverschleimt, und sind nach außen deutlich gewölbt. Innenwände eben. Wo Verschleimung eintritt, ist sie so mäßig, daß noch immer auf dem Plasmabelag der Innenwand die Perzeption erfolgen kann, die im Sonnenblatt durch den starken Wachsüberzug allein schon verhindert werden würde.

Betula pubescens. Im Sonnenblatte sind die Innenwände durchgehends verschleimt, die Zellen über den Gefäßbündeln ausgenommen. Die Außenwände sind schwach, die Schleimpolster sehr stark gewölbt. Das Schattenblatt weist über und neben den Gefäßbündeln eine stattliche Anzahl unverschleimter Zellen auf, mit denen infolge der kräftigen Wölbung der Außen- und Innenwände der Linsenversuch ausgezeichnet gelingt. Die verschleimten Zellen sind wie die des Sonnenblattes gebaut. An jungen Schattenblättern, die ebenfalls eine größere Anzahl verschleimter Zellen besitzen, konnte ich mitunter die Außenwand einer solchen Zelle in der Mitte zu einer kleinen Kuppel emporgestülpt sehen, wodurch trotz der Verschleimung die Konzentration des Lichtes auf das Innenwandplasma erfolgt. Diese Einrichtung ist aber verhältnismäßig selten. Die Anpassung des Schattenblattes ist also an dieser schon von

---

[1]) Die Lichtsinnsorgane der Laubblätter, S. 96 mit Fig 23 auf Taf. I.

[2]) Faßt man die Schleimpolster als Schutzeinrichtung gegen Trockenheit auf, so bedarf das Sonnenblatt einer solchen natürlich weit eher. Mit dem Zurücktreten der Schleimpolster im Schattenblatt ist aber für dieses noch der große Vorteil bei der Lichtperzeption verbunden. In jungen Blättern findet sich ebenfalls eine große Anzahl unverschleimter papillöser Zellen.

ALBRECHT untersuchten Pflanze zweifellos, was von ihm bestritten wird.

Corylus colurna sei als letztes Beispiel der Schleimpolsterepidermis erwähnt. Während im Sonnenblatte wiederum alle Zellen Schleimpolster besitzen, fehlen sie der Schattenepidermis nahezu. Ihre Zellen sind mäßig konvexe Linsen, auf Querschnitten nur in der Mitte gewölbt. Der Linsenversuch gelingt mit dem Schattenblatte recht gut. Die schwachen Cuticularfalten stören nicht. In größeren Zellgruppen in der Nähe der Bündel fehlen sie ganz.

Fagus silvatica wird von STAHL[1]) mit Bezug auf das Assimilationssystem als eines der besten Beispiele der Anpassungsfähigkeit an die Beleuchtung genannt. Da die Schattenblätter auch ganz ausgesprochen die fixe Lichtlage einnehmen, waren anatomische Anpassungen der Schattenepidermis wohl vorauszusehen. Die Außenwände typischer Sonnenblätter sind dick und eben, die Innenwände etwas vorgewölbt, aber meist recht unregelmäßig. Blätter aus dem tiefen Waldschatten dagegen besitzen zartwandige bikonvexe Epidermiszellen, mit denen der Linsenversuch sehr schön gelingt, während er mit dem Sonnenblatt zu keinem Ergebnisse führt[2]). ALBRECHT hat bei *Fagus silvatica* keine Anpassung gefunden.

Cercis siliquastrum. Das Schattenblatt ist durch Ausbildung stärker konzentrierender Papillen dem Sonnenblatt überlegen, wie ein Vergleich der Figuren 3 und 4 lehrt. Bei gleicher Breite ist die Schattenzelle etwas höher. Auf die Innen- und Außenwölbung entfällt ein größerer Anteil. Die Außenwand ist zarter. Ein Wachskörnchenüberzug auf beiden Blättern stört wenig. Auch im Sonnenblatt gelingt der Linsenversuch, aber ganz bedeutend schlechter. Es ist eine Drehung der Mikrometerschraube um etwa 90° nötig, um das Blendenbildchen zu sehen, während im Schattenblatte eine Drehung um 10—15^0 zumeist hinreicht.

Ostrya virginica. Hier sind die Unterschiede zwischen Sonnen- und Schattenblatt ebenso auffallend. Mit den sternförmigen Zellen des Schattenblattes gelingt der Linsenversuch ausgezeichnet, indem sich das scharf umschriebene sternförmige Mittelfeld bei 30 bis 50°

---

[1]) Über d. Einfl. des sonnigen oder schattigen Standortes a. d. Ausbildung der Laubblätter. Seite 7.

[2]) In derselben Arbeit gibt STAHL Abbildungen von Buchenblattquerschnitten wieder (Fig. 1, 2a und 3 auf Taf. X), aus denen deutlich hervorgeht, daß er schon im Jahre 1883 die von mir oben beschriebene Anpassung der Schattenepidermis beobachtet hat. Auch seine Abbildungen von *Lactuca scariola* (4 u. 5 ders. Taf.) zeigen die Anpassung d. Schattenepidermis.

Schraubendrehung in das Blendenbild umwandelt. Im Sonnenblatte gelingt der Linsenversuch ebenfalls, der dunkle Saum ist aber viel schmaler, das Blendenbildchen erscheint erst nach Drehung um 90—120°. Dementsprechend sind die Schattenzellen sehr deutlich bikonvex mit zarten Außenwänden (Fig. 5, 6). Bei einer Zellhöhe von 22 μ entfallen 8 μ auf die Wölbung der Außenwand. Lange Zellen sind nur in der Mitte gewölbt (Fig. 6). Die derbwandigen Sonnenzellen (Fig. 7) sind meist auch absolut niedriger, besitzen nur schwach gewölbte Außen- und Innenwände. Über den Gefäßbündeln sind in beiden Blättern die Zellen stärker papillös.

Chionanthus virginica. Das Sonnenblatt besitzt eine ebene glänzende Oberfläche. Der Linsenversuch gelingt nicht oder nur sehr zweifelhaft. Die Außenwände sind eben, manchmal recht schwach gewölbt und 4 μ dick. Die Innenwände sind zwar zumeist gewölbt, oft jedoch so unregelmäßig, wie bei *Fagus silvatica.* Die Zellhöhe beträgt 14—18 μ. Im ebenen Schattenblatt gelingt der Linsenversuch deutlich. Nach 60—70° Schraubendrehung erscheint das Blendenbild. Die Außenwände sind dementsprechend deutlich vorgewölbt, die Innenwände eben. In einer 14 μ hohen Zelle entfallen 4 μ auf die Wölbung. Die Außenwand ist ganz dünn. Die Cuticula des Schattenblattes ist etwas gefältelt, im Sonnenblatte glatt, womit wohl auch dessen Glanz zusammenhängt.

Evonymus europaea. Das Schattenblatt ist nur in geringem Maße vorteilhafter konstruiert als das Sonnenblatt. Mittels des Linsenversuchs konnte konstatiert werden, daß bei der Sonnenblattepidermis eine um etwa 10—15° stärkere Schraubendrehung zur Erzielung eines Blendenbildes nötig ist. Die Zellen sind nicht auffallend voneinander verschieden. Die Sonnenepidermis ist etwa 24 μ hoch, 36—44 μ breit mit 4 μ dicken Außen- und vorgewölbten Innenwänden. Die Schattenzellen sind 28 μ hoch, von denen 10 μ auf die Papille entfallen, 40 μ breit; die Innenwände sind nahezu immer eben; alle Wände dünn. Beide Blätter besitzen einen schwachen Wachskörnchenüberzug.

Laurus Benzoin. Beide Blätter sind mit einem Wachsüberzuge versehen, der im Sonnenblatte infolge seiner Dichte den Linsenversuch vereitelt. Im Schattenblatte gelingt er dagegen vortrefflich, so daß eine 10—15 gradige Drehung das Blendenbild sichtbar macht. Die Sonnenzellen sind im allgemeinen mäßig bikonvex. Nur über den Ölbehältern und Bündeln ist ihre Wölbung kräftiger. Die Außenwände, die von einer kräftig skulpturierten Cuticula überzogen sind, sind 4—5 μ dick. Häufig sind die Innenwände eben. Die Schattenzellen sind wiederum dünnwandig, ohne Skulpturen und sind oft stark nach außen gewölbt, während die Innenwände eben sind. Bei gleicher Zellhöhe von 20 μ entfallen im Sonnenblatte 2—4, im Schattenblatte 6—8 μ auf die Wölbung.

Lonicera tatarica. Der Linsenversuch gelingt im Sonnen- und Schattenblatte. Das Blendenbild erscheint aber im Sonnenblatt um 70° später. Letzteres besitzt auch einen weit dichteren Wachskörnchenüberzug, der den Linsenversuch stört. In beiden Blättern haben die Zellen vollkommen gleiche Dimensionen; 18—20 μ Höhe, 20 μ Breite. Die Sonnenepidermis ist mit einer 3—4 μ dicken Außenwandung versehen. Auf die Wölbung entfallen 2 μ. Die Schattenepidermis ist zartwandiger. Die Papillen sind 4 μ hoch. Die Innenwände sind im Sonnenblatte stärker gewölbt.

Calycanthus floridus. Im Sonnenblatt kann auch bei sehr hoher Einstellung kein Fensterbild erhalten werden, während ein solches im Schattenblatt bei Drehung um 40° erscheint. Das Sonnenblatt ist dichter mit Wachskörnchen überzogen. Seine Epidermiszellen sind dickwandig, 20 μ hoch, 26 μ breit, flachgewölbt. Innen- und Außenwand sind 4 μ dick. An den 16 μ hohen Schattenzellen entfallen 6 μ auf die Wölbung bei 22 μ Zellbreite. Außenwand in der Mitte 3 μ dick, gegen den Rand zarter.

Tropaeolum majus wurde von HABERLANDT[1]) schon beschrieben. An jungen Blättern ist demnach die ganze Epidermis papillös, an älteren zum großen Teil flach, nur die dem Rande benachbarten Zellen weisen in der Mitte eine lokale Vorwölbung auf, die vorzüglich als Sammellinse funktioniert. Auf einem stets der Sonne ausgesetzten Beete des Grazer botanischen Gartens wird ein *Tropaeolum majus* gezogen, dessen Blätter keine bestimmte Orientierung zum Lichte aufweisen. Die Untersuchung ergab, daß nur in jungen Sonnenblättern die ganze Epidermis papillös ist. In älteren Blättern ist die ganze Epidermis nahezu flach, auch die von HABERLANDT beschriebenen Einrichtungen fehlen, oder treten äußerst selten auf. Ein einziges von 6 untersuchten Blättern wies den Bau der Schattenform auf.

Cydonia vulgaris will ich schließlich als insofern interessant beschreiben, weil hier die Anpassung durch Umbildung der Außenwände zu Sammellinsen erfolgt. Die Außenwände des Sonnenblattes (Fig. 9) sind vollkommen eben, oder eben noch merklich konvex, wobei die Konturen der 6 μ dicken Wände völlig parallel verlaufen; selten bleibt die Innengrenze eben. Die Cuticula ist stark gefältelt. Der Linsenversuch mißlingt. Im Schattenblatte ist die

---

1) Die Lichtsinnesorgane der Laubblätter, S. 100.

Außenwand nur in der Mitte 5—6 μ dick, gegen den Rand verschmälert sie sich auf 3 μ. Die gesamte Außenwand stellt also eine plankonvexe oder bikonvexe, allerdings flache Linse dar, deren wenn auch nicht bedeutende Wirkungsfähigkeit durch den Linsenversuch deutlich erwiesen wird. Im übrigen sind die Dimensionen der Epidermiszellen bei Sonnen- und Schattenblatt vollkommen gleich. (17—18 μ Höhe, 20—40 μ Breite.)

Die Schattencuticula ist viel schwächer gefältelt, oft fehlen die Cuticularfalten, wenigstens in der Zellmitte, ganz.

Keine merkliche anatomische Anpassung konnte ich bei *Aesculus discolor*, *Ampelopsis quinquefolia*, *Akebia quinata*, *Impatiens parviflora* und *Rhus Cotinus* finden.

Kurz zusammengefaßt sind die Ergebnisse meiner Untersuchungen folgende:

1. Bei den meisten untersuchten Pflanzen, 17 von 22, ist die obere Epidermis des Schattenblattes zur Lichtperzeption besser geeignet als die des Sonnenblattes.

2. Die anatomischen Merkmale, welche hierbei in Betracht kommen, lassen sich in folgende Gruppen bringen, die allerdings selten allein an einer Pflanze auftreten:

a) das Schattenblatt bildet stärker konzentrierende Papillen aus: *Cercis siliquastrum*, *Prunus Padus*, *Fagus silvatica* u. a.;

b) die Außenwand der Schattenepidermis wird zu einer Sammellinse: *Cydonia vulgaris*;

c) die im Sonnenblatte mächtig entwickelten Schleimpolsterwände fehlen den Schattenzellen wenigstens zum großen Teile: *Tilia grandifolia*, *T. alba*, *Betula pubescens* u. a.;

d) im Schattenblatte wird die Lichtperzeption häufig dadurch begünstigt, daß die beim Sonnenblatte vorhandenen dichten Wachsüberzüge oder Cuticularskulpturen schwächer ausgebildet sind.

3. Da die Anpassung des Schattenblattes auch auf einer größeren Empfindlichkeit des Plasmas beruhen kann, stehen die Pflanzen mit Schattenblättern ohne anatomische Anpassungserscheinungen mit der Theorie der Lichtsinnesorgane nicht in Widerspruch.

4. Die gegenteiligen Angaben ALBRECHTS erklären sich aus der Unzulänglichkeit seiner Untersuchungen.

Botanisches Institut der Universität Graz.

Erklärung der Abbildungen.

Fig. 1.	*Prunus Padus.* Obere Epidermis des Schattenblattes.
Fig. 2.	*Prunus Padus.* Epidermis des Sonnenblattes.
Fig. 3.	*Cercis filiquastrum.* Epidermiszelle des Schattenblattes.
Fig. 4.	*Cercis filiquastrum.* Epidermiszelle des Sonnenblattes.
Fig. 5 u. 6.	*Ostrya virginica.* Epidermis des Schattenblattes.
Fig. 7.	*Ostrya virginica.* Epidermis des Sonnenblattes.
Fig. 8.	*Cydonia vulgaris.* Epidermis des Schattenblattes.
Fig. 9.	*Cydonia vulgaris.* Epidermis des Sonnenblattes.

---

58. E. Pantanelli: Über Pilzrevertase.

(Eingegangen am 30. Juli 1908.)

Seit einigen Jahren beschäftige ich mich mit der Frage nach dem Bildungs- und Sekretionsmechanismus der pflanzlichen Enzyme. Zuerst wurde das denkbar einfachste Enzym, die Invertase, untersucht und aus verschiedenen Gründen, die ich in meiner ersten Arbeit auf diesem Gebiete erörtert habe[1]), die Invertase von Hefezellen und Schimmelpilzen gewählt. Dabei stieß ich aber auf eine neue Erscheinung, nämlich auf die revertierende Wirkung der Kulturflüssigkeiten und Zellbreie aus diesen niederen Organismen, welche ihr Rohrzuckerspaltungsvermögen unter gewissen Umständen maskiert oder übertrifft. Dadurch wurde die Erforschung der Sekretionsmechanik der Invertase außerordentlich erschwert; wie ich trotzdem ein gewisses Licht über das verwickelte Problem zu werfen versuchte, kann man aus der betreffenden Abhandlung ersehen[2]).

In neuerer Zeit ist eine kurze Mitteilung von KOHL[3]) er-

---

1) Meccanismo di secrezione degli enzimi. I. Influenza dei colloidi su la secrezione dell' invertasi. Annali di Botanica, Vol. III, p. 113 (1905).

2) Meccanismo di secr. d. enz. III. Secrezione reversibile dell' invertasi. Ann. di Botan., Vol. V, pag. 355 (1906).

3) Über die Reversibilität der Enzymwirkungen usw. Beihefte z. Bot. Centr. Bd. XXIII, I. Abt., S. 64 a—o (1908).

schienen, der sich mit Heferevertase befaßt und zu meinen Ergebnissen Stellung zu nehmen versucht. KOHL zitiert und kennt offenbar nur die erste vorläufige Mitteilung[1]) von mir, wo ich ein paar Angaben über Vorkommen von Revertase machte. Von meinen weiteren Arbeiten, insbesondere der größeren über Bildung und Sekretion der antagonistischen Enzyme[2]), sowie einer ausführlichen Mitteilung[3]) über Vorkommen der Revertase bei *Mucor Mucedo, Penicillium glaucum, Aspergillus niger, Botrytis cinerea*, Einfluß von Alter auf Bildung und Sekretion usw. ist KOHL nichts bekannt. Darum könnte ich über die Einwände KOHLs hinweggehen, möchte aber an dieser Stelle bereits zeigen, daß solche Einwände gegen meine vorläufige Mitteilung wenigstens verfrüht sind.

KOHL spricht meinen damaligen Angaben jede Berechtigung als Nachweis für die Existenz einer Revertase ab, weil ich mit zu stark sauren resp. alkalischen Invertaselösungen arbeitete. Er hat den italienischen Text offenbar nicht ganz verstanden, denn es handelte sich keineswegs um Lösungen eines irgendwie reinpräparierten Enzyms, sondern lediglich um Kulturflüssigkeiten, welche vor der Aussaat 1 Promille Weinsäure und 0,5 pCt. Monokaliumphosphat enthielten, im ganzen etwa 1,5—2,0 ccm zehntelnormal Natronlauge pro 10 ccm verbrauchten, eine Acidität, welche für das Wachstum dieser Pilze immer noch als infraoptimal anzusehen ist. Hat sich dann der Pilz üppig entwickelt, so kann ich nichts dafür, wenn er soviel organische Säure ausscheidet, daß 10 ccm Kulturflüssigkeit nunmehr von 5—7 ccm $^1/_{10}$ norm. Natronlauge gegen Phenolphthaleïn neutralisiert werden; allerdings ist es wohlbekannt, daß *Mucor, Aspergillus, Botrytis,* ebenso wie die meisten Heferassen bei Darreichung von Ammontartrat und Zuckerarten (bei meinen Kulturen war 10 pCt. Rohrzucker dargeboten) das Substrat stark ansäuern. Trotzdem, oder wohl infolge dieser Ansäuerung, arbeitet die ausgeschiedene Invertase recht gut und wir finden an der Hand des Experimentes, daß bei solcher Konzentration organischer Säuren das Optimum für ihre Tätigkeit eben erreicht ist. Zur Reversionsprobe vermischte ich die Kulturflüssigkeit oder den Mycelbrei mit dem gleichen Volumen Invertzuckerlösung, so daß die Acidität auf die Hälfte der verzeichneten sank.

---

[1]) Proinvertasi e reversibilità dell' invertasi. Rendic. Accad. Lincei. (5) XV. I. Sem. p. 587 (1906).

[2]) Annali di Bot., Vol. V, p. 355 (1906).

[3]) Su la revertasi nei funghi. Rendic. Accad. Lincei. (5) Vol. XVI, II. Sem., p. 419 (1907).

Für *Mucor*-Arten finden wir in der Literatur keine ausführlichen Angaben über die Lage des Optimums[1]; für die Invertase von Hefezellen fanden O'SULLIVAN und TOMPSON[2] das Optimum an Schwefelsäure je nach der Temperatur und dem Verhältnis von Enzym (E:R): Rohrzucker zwischen 0,0125 g und 0,25 g SO_3 im Liter.

Am besten sind in dieser Richtung verschiedene Heferassen und *Aspergillus niger* durch FERNBACH[3] untersucht, der alle Messungen bei 56° ausführte. Er fand bei dem letztgenannten Pilze folgende Optimalkonzentrationen:

	Optimaldosis der Säure g %	Durch Säure und Enzym	Durch Säure	Durch Enzym
		invertierter Rohrzucker cg		
Schwefelsäure	0,005	31,3	0,7	30,5
Oxalsäure . . .	0,0066	30	0	30
Weinsäure . . .	0,1	40	8,6	31,4
Bernsteinsäure	0,2	34,2	3,7	30,5
Milchsäure . . .	0,5	41,5	12,2	29,3
Essigsäure . .	1	37,9	7,2	30,7

Bei verschiedenen Heferassen und -arten lag das Optimum an Essigsäure zwischen 0,05 und 0,02 g pCt.[4]

Nach KANITZ[5] liegt das Säureoptimum für *Aspergillus*-Invertase zwischen $^1/_{3000}$ und $^1/_{300}$ norm. Wasserstoffionen.

Bei *Mucor Mucedo* habe ich verschiedene Messungen angestellt, die sich besonders auf das Aciditätsoptimum für Revertase beziehen. Zunächst sei ein Beispiel ausführlich mitgeteilt, um die Versuchsanstellung und die Größenordnung der Erscheinungen zu zeigen.

Die Kulturflüssigkeit eines auf der gewöhnlichen[6] Nährlösung bei 25° C 22 Tage gewachsenen Mycels hatte eine starke, d. h. gegen Methylorange titrierte Acidität gleich 2,2 ccm $^1/_{10}$ norm. Lauge, eine schwache, gegen Phenolphthalein titrierte Acidität gleich 5,8 ccm $^1/_{10}$ norm. Lauge pro 10 ccm. Sie enthielt in 10 ccm 704 mg Hexose (reduz. Zucker) und 128,6 mg Saccharose (hydrolisierbaren Zucker).

---

[1] Vgl. WEHMER in LAFAR, Handb. d. techn. Mykol., Bd. IV, S. 523 (1907).

[2] Invertase usw., Journ. chem. Society, Vol. LVII, S. 859 (1890).

[3] Annales de l'Institut Pasteur, Vol. III, p. 473, 532 (1889); Vol. IV, p. 646 (1890).

[4] Sur le dosage de l'invertine chez la levure, Ann. Inst. Pasteur, Vol. IV, p. 646 (1890).

[5] Archiv f. ges. Physiol., Bd. C, S. 547 (1903).

[6] Annali di Bot., Vol. III, p. 121 (1905).

200 ccm dieser Flüssigkeit wurden mit 1 l 95proz. Alkohol gefällt, der Niederschlag mit 80proz. Alkohol durch dreimalige Dekantation gewaschen, dann zu 50 ccm mit Wasser gelöst, vom unlöslichen Teil dekantiert, wieder mit 500 ccm 95proz. Alkohol gefällt, mit 80proz. Alkohol dreimal durch Dekantation gewaschen und zu 50 ccm mit Wasser gelöst[1]). Diese mehr oder minder opaleszierende Lösung wurde als Enzymlösung auf 20proz. Saccharose einerseits, auf 20proz. Invertzuckerlösung andererseits bei 55° C einwirken lassen.

Die Bereitung der Invertzuckerlösung erfolgte nach einer bereits mitgeteilten Vorschrift[2]). Bei diesem Versuche enthielt sie in 10 ccm 3058 mg Hexose gegen 4032,6 mg Gesamtzucker, d. h. 15,29 pCt. Hexose und 4,88 pCt. Rohrzucker (als Hexose berechnet).

Als Säure wurde zunächst Weinsäure angewandt, da sich diese Säure in der Nährlösung befand und der natürlichen Acidität des Pilzes am besten entsprach. Ich bereitete eine 2mal norm. Lösung (150 g im Liter), die ich dann sukzessiv verdünnte und mit Enzymlösung und Invertzuckerlösung in folgender Weise vermischte:

I. 5 ccm Enzymlösg. + 5 ccm 2 norm. Weinsäure + 10 ccm Invertzuckerlösg.
II. „ „ + „ 1 „ „ + „ „
III. „ „ + „ 0,5 „ „ + „ „
IV. „ „ + „ 0,25 „ „ + „ „
V. „ „ + „ 0,125 „ „ + „ „
VI. „ „ + „ Wasser + „ „

Daneben wurden 6 gleiche Mischungen hergestellt, nur daß an Stelle der Enzymlösung 5 ccm Wasser standen; wir bezeichnen im folgenden beide Versuchsreihen als enzymatische, resp. Säurereversion.

Die Mischungen waren in oben verjüngte Röhrchen gefüllt und wurden eine Stunde in einem auf 56° C thermoregulierten, geräumigen Wasserbad ruhig gelassen. Nach 60 Minuten wurden 10 ccm sofort ohne Neutralisation auf 500 ccm mit kaltem Wasser gebracht und in Portionen von 10 ccm möglichst schnell der reduz. Zucker bestimmt; die übrigen 10 ccm wurden mit 5 ccm $^1/_{10}$ norm. Schwefelsäure und 35 ccm Wasser versetzt und eine halbe

---

[1]) Diese Operation bezweckt, die Fremdstoffe, insbesondere die Zuckerarten, zu entfernen. Am schnellsten kann man solche Behandlungen in konischen Niederschlagsgläsern ausführen, die man mit einem Streifen Millimeterpapier versieht.

[2]) Rendic. Accad. Lincei. (5). XVI. II. Sem. p. 421 (1907).

Stunde im siedenden Wasserbade gehalten, um durch möglichst weitgetriebene Hydrolyse den Gesamtzucker zu bestimmen.

Die Zuckerzahlen sind alle in mg Hexose für das ganze Gemisch (20 ccm) angegeben.

Gemisch	Acidität norm.	Variation der Hexose in mg			Gesamtzucker am Ende	
		Enzym + Säure	Säure	Enzym	Enzym	Säure
I.	$^1/_2$	+ 113,2	+ 98,4	+ 14,8	3820	3915
II.	$^1/_4$	— 243,2	+ 58,7	— 301,9	3792	3920
III.	$^1/_8$	— 540	+ 32,8	— 572,8	3795	3908
IV.	$^1/_{16}$	— 146,9	+ 17,0	— 163,9	3804	3904
V.	$^1/_{32}$	— 79,6	— 48,9	— 30,7	3820	3920
VI.	0	— 313,2	— 317,4	— 4,2	3762	3860

Wir sehen, daß die betreffende Ektorevertase von *Mucor Mucedo* ihr Optimum bei $^1/_8$ norm. Weinsäure (0,947 pCt.) hatte, wo sie 18,74 pCt. der vorhandenen Hexose revertierte. In neutraler Lösung ist von einer enzymatischen Reversion in diesem Falle nichts zu spüren; der ziemlich konzentrierte Invertzucker erfährt hier eine ausgiebige Kondensation zu schwer hydrolisierbaren Polysacchariden. Dieser Umstand, sowie der hemmende Einfluß der Säure auf solche Kondensation, die aber auch in 0,5 norm. Säure noch faßbar erscheint, zeigen zur Genüge, daß bei solchen Aciditätsgraden die Verminderung des Gesamtzuckers von dieser Kondensation, die Hexosenabnahme bei Enzymgegenwart von einer noch stärkeren Kondensation und Reversion herrührt; in keinem Falle ist eine Oxydation der Zuckerarten oder des Enzyms zu befürchten.

Nach derselben Methodik wurde an dieser Kulturflüssigkeit das Säureoptimum für Invertase durch Einwirkung auf 20 pCt. Rohrzuckerlösung bestimmt; es lag zwischen $^1/_8$ und $^1/_{16}$ norm. Weinsäure, wo eine etwa 22 proz. Inversion gemessen wurde.

Man darf aber nicht glauben, daß irgendwelche extrazellulare oder intrazellulare Revertase, bzw. Invertase gleich hohe Optima besitzen, vielmehr bin ich durch zahlreiche Versuche[1]) mit Ekto- und Endoenzymen von auf verschieden sauren Nährlösungen entwickelten Mycelien von *Mucor Mucedo*, *Aspergillus niger* und der vielfach angewandten Rasse der römischen Brothefe zum Schlusse gekommen, daß solche Optima für jeden Organismus keines-

---

1) Die ausführliche Arbeit ist im Druck in den Annali di Botanica des Herrn Prof. R. PIROTTA.

wegs konstant sind, auch nicht einmal etwas spezifisch Bestimmtes darstellen.

Jedes Enzympräparat aus irgendwelchem Organismus erfreut sich jener Acidität als einer optimalen, die sich der natürlichen, in der Kulturflüssigkeit oder im Zellsaft vorhandenen nähert.

So sind die Optima für Endoenzyme durchgehends viel niedriger als für die ausgeschiedene Revertase, bzw. Invertase; die römische Brothefe, welche in sehr schwach saurer Lösung vorzüglich gedeiht, besitzt ebenfalls weniger säurefeste Revertasen oder Invertasen. Meistens ist übrigens auch in neutraler Lösung eine enzymatische Reversion faßbar, welche aber die rein chemische recht wenig übertrifft.

Zweitens wurde gefunden, daß die Alkoholfällung unsere antagonistischen Enzyme, insbesondere aber die Revertase abschwächt und daß dieses Enzym in der unversehrten Kulturflüssigkeit ein etwas höher liegendes Säureoptimum aufweist.

Drittens konnte im Anschluß an die eleganten FERNBACHschen Beobachtungen festgestellt werden, daß die Lage des Optimums bei äquivalenten Zugaben verschiedener Säuren mit der Affinitätsgröße oder Säurekraft der betreffenden Säure variiert. So lag das Optimum für eine Ektorevertase von *Mucor Mucedo* bei $^1/_{128}$ norm. Salzsäure und $^1/_{16}$ norm. Essigsäure.

Zum Schluß möchte ich die biologisch hochwichtige Erscheinung scharf hervortreten lassen, daß Revertase und Invertase keineswegs das gleiche Aciditätsoptimum zu haben brauchen. Meine Studien, die man in den ausführlichen Abhandlungen finden wird[1]), haben ja das Resultate erbracht, daß es sich keineswegs um ein einziges, je nach Umständen invertierendes oder revertierendes Enzym, sondern um zwei antagonistische Enzyme handelt, welche höchstwahrscheinlich einen nach Art der optischen Antipoden antisymmetrischen Bau besitzen, doch aus einem gemeinsamen Zymogen stammen, das sich wie ein Racemkörper verhält.

Der Grund für das Fehlen einer echten reversiven Wirkung der Pilzinvertase liegt sehr wahrscheinlich in dem einfachen Umstande, daß eine reversible Reaktion nicht vorliegt. Wie schon A. WOHL[2]) und in neuerer Zeit EMMERLING, CROFT HILL,

---

[1]) Die erste befaßt sich mit der Feststellung der Optima (Acidität, Alkalität, Zuckerkonzentration, Temperatur); die zweite mit der Aktivation des Zymogens unter verschiedenen Verhältnissen; die dritte mit der Identifizierung und Bestimmung der Reversionsprodukte.

[2]) WOHL, A., Zur Kenntnis der Kohlehydrate. Ber. chem. Ges., XXXIII. S. 2084 (1890).

ARMSTRONG1) usw. gezeigt haben, führt die chemische oder enzymatische Reversion eines Hydrolysenproduktes beinahe niemals zur Rückbildung des ursprünglichen Hydrolytes; die Reversion schlägt einen anderen Weg ein. In unserem Falle habe ich unter den Produkten der enzymatischen Reversion von Invertzuckerlösungen nur ausnahmsweise und in äußerst geringen Mengen Saccharose gefunden; am meisten trifft man Lävulosin und Isomaltose, manchmal auch Dextrin.

An dieser Stelle kann ich auf solche Tatsachen nicht weiter eingehen und kehre vielmehr auf die KOHLschen Vorwürfe zurück, die sich allerdings nach dem Gesagten von selbst erledigen dürften.

Das in meiner vorläufigen Mitteilung angeführte Beispiel bezog sich auf Kulturflüssigkeiten, wovon 10 ccm, 5,6 ccm, resp. 3,8 ccm $^1/_{10}$ norm. Natronlauge unter Zusatz von Phenolphthalein als Indikator neutralisierten. KOHL gibt meine Angabe irrigerweise wieder, wenn er von 5,6 ccm $^1/_{10}$ norm. Salzsäure spricht; es handelte sich nicht um Salzsäure, sondern um die vom Pilze ausgeschiedene organische Säure. Nun haben wir gesehen, daß das Säureoptimum bei äquivalenten Gaben um so höher verschoben ist, je schwächer die Säure ist.

Außerdem wurden je 10 ccm Kulturflüssigkeit mit 10 ccm neutraler Invertzuckerlösung vermischt, so daß die Acidität auf 2,8, resp. 1,9 ccm $^1/_{10}$ norm. pro 10 ccm sank. Das Optimum für *Mucor*-Ektorevertase liegt nun zwischen $^1/_8$ und $^1/_{16}$ norm. Weinsäure, d. h. Lösungen, wovon 10 ccm 12,5, bzw. 6,25 ccm $^1/_{10}$ norm. Lauge zur Neutralisation verbrauchen.

Ich konnte also die *Mucor*-Ektorevertase bei jenen (selbstregulierten!) Säurekonzentrationen, die KOHL als schädlich betrachtet, ruhig arbeiten lassen. Es ist zu bemerken, daß die Messungen bei 55°—56° nur eine Stunde dauern, der einzige Weg, um eine vergleichbare Intensitätsmessung auszuführen, wie ich mich durch das Studium der Aktivation der antagonistischen Enzyme überzeugt habe.

Etwas anders liegt die Sache für die Endorevertasen, die weniger säurefest sind, und Beispiele für ihre kräftige Wirkung in sehr schwach saurem Mycelbrei hatte ich in einer Mitteilung2) angeführt, die KOHL entgangen ist. Außerdem handelte es sich um Kulturflüssigkeiten, nicht um gefällte Präparate, welche, wie oben

---

1) Für diese Literatur verweise ich auf frühere Schriften, insbesondere: Rendic. Acc. Lincei. Bd. XVI, S. 420 (1907).

2) Sula revertasi nei funghi l. c. p. 422.

gesagt, säureempfindlicher sind; mein Prinzip war ja, bei solchen mehr physiologischen als biochemischen Untersuchungen mit Kulturflüssigkeiten und Mycelbreien direkt zu operieren.

KOHL scheint durch das Verhalten der von ihm angewandten Hefeinvertase verleitet worden zu sein, meine Angaben schief zu betrachten. Nun sind aber Hefezellen für Säure viel empfindlicher als Schimmelpilze und dasselbe gilt für die betreffenden Enzyme, insbesondere, wenn man mit Endoenzymen arbeitet, wie es bei KOHL der Fall war. Dafür verweise ich auf eigene Messungen und auf die Arbeiten von O'SULLIVAN, FERNBACH usw.

Es ist daher unrichtig, an der Hand von Beobachtungen über eine alkoholgefällte Hefeendoinvertase meine an Kulturflüssigkeiten von *Mucor* gewonnenen Resultate für unzulänglich zu erklären.

Bei solcher Kritik ist aber KOHL offenbar mehr vom Gedanken ausgegangen, daß die von mir angewandte (?) Säurekonzentration für den Zucker selbst gefährlich sein dürfte. Nun ist es wohlbekannt, daß eine Oxydation der Zuckerarten erst beim Kochen mit starken Säuren, am besten mit Salpeter- oder Salzsäure, eintritt und wie lange man kochen muß, weiß jedermann, der sich mit der Zuckerchemie beschäftigt hat. Nach WOHL (l. c.) bewirkt ein Teil Salzsäure auf 100 Teile Glucose noch keine Zersetzung, wohl aber Kondensation; von diesem Verhältnis war aber die schwache organische Acidität jener Kulturflüssigkeiten weit entfernt, obwohl KOHL das von O'SULLIVAN angegebene Schwefelsäure-Optimum als eine „Zugabe von Säure" anspricht, „die ungeheuer viel kleiner ist als die von PANTANELLI angewandte". Übrigens wird man in der ausführlichen Arbeit Gesamtzuckerzahlen genug finden, um zu sehen, inwieweit eine Zuckerzersetzung bei jeder Probe eintreten konnte. KOHL fürchtet offenbar, daß ich mich um das eventuelle Verschwinden von Zucker durch Bestimmung des Gesamtzuckers nicht überzeugt habe, ein Verdacht, den ich unberücksichtigt lassen möchte, um so mehr als in späteren Arbeiten, die KOHL unbekannt sind, auch Gesamtzuckerzahlen öfters angeführt sind.

Der weitere Einwand KOHLs, es können bei der Enzymwirkung in saurer Lösung dextrinartige oder im allgemeinen andere Produkte als Rohrzucker entstehen, wird nach der Feststellung belanglos, daß keine reversible Reaktion in physikalisch-chemischem Sinne vorliegt, wie es übrigens nach anderweitigen Erfahrungen auf chemischem und enzymologischem Gebiete zu erwarten war.

In meiner vorläufigen Mitteilung waren auch einige Zahlen über Reversion in alkalischer Lösung angeführt, die bei KOHL auf Schwierigkeiten gestoßen sind. Ich neutralisierte damals einige Kulturflüssigkeiten, setzte dann verschiedene Mengen norm. NaOH, in einem Falle bis 16,2 ccm $^1/_{10}$ norm. Alkali pro 20 ccm Mischung, d. h. bis zu einer 0,123 norm. Alkalität, und fand, daß mit der Alkalität die Reversion — das Abnehmen des reduzierenden Vermögens — ganz erheblich zunahm. Wir wollen eine Messung des Alkalioptimums ausführlich mitteilen, um zu sehen, ob der Einwand KOHLs, daß dadurch einfach die Zuckerzersetzung eingeleitet wurde, auf einem faktischen Grunde beruht.

Aus einer Kulturflüssigkeit von 20 Tage altem *Mucor Mucedo* wurde die Revertase in der beschriebenen Weise herauspräpariert. Die Invertzuckerlösung enthielt 3794 mg Hexose und 212 mg Saccharose in 10 ccm. Es wurden folgende Proben angestellt:

I.	5 ccm Enzymlösg.	+	5 ccm	1	norm.	NaOH	+	10 ccm Invertzuckerlösg.
II.	„ „	+	„	0,5	„	„	+	„ „
III.	„ „	+	„	0,25	„	„	+	„ „
IV.	„ „	+	„	0,125	„	„	+	„ „
V.	„ „	+	„	0,0625	„	„	+	„ „
VI.	„ „	+	„	0,03125	„	„	+	„ „
VII.	„ „	+	„	0,015625	„	„	+	„ „
VIII.	„ „	+	„	Wasser			+	„ „

In einer parallelen Versuchsreihe wurde die Enzymlösung durch 5 ccm Wasser ersetzt. Im übrigen wurde der Versuch nach der gewöhnlichen Schablone ausgeführt.

Gemisch	Alkalität norm.	Variation der Hexose			Gesamtzucker am Ende	
		Enzym + Alkali	Alkali	Enzym	Enzym	Alkali
I.	$^1/_4$	— 1691	— 1391,6	— 297,4	2960	3208
II.	$^1/_8$	— 1355,7	— 1014,5	— 341,2	3233	3412
III.	$^1/_{16}$	— 1317,4	— 823,2	— 494,2	3316	3537
IV.	$^1/_{32}$	— 1262,9	— 649,4	— 613,5	3368	3624
V.	$^1/_{64}$	— 890,2	— 482,2	— 408,0	3380	3678
VI.	$^1/_{128}$	— 451,4	— 236,8	— 214,6	3462	3714
VII.	$^1/_{256}$	— 530,6	— 442,4	— 88,2	3648	3790
VIII.	0	— 724,8	— 638,6	— 86,2	3626	3748

Das Alkalioptimum bei $^1/_{32}$ norm. und die Schwelle der chemischen Alkaliwirkung auf den Zucker sind scharf getrennt. Daß es sich aber auch bei den höheren Konzentrationen (bis 0,25 norm.) mehr um Kondensation von schwer hydrolysierbaren Stoffen als um Zuckerzersetzung handelt, wird bewiesen: 1. durch die Schutzwirkung des Enzyms, das eine noch stärkere Kondensation als das Alkali allein bewirkt, 2. durch die starke Kondensation in neutraler Lösung.

Ich kann hier die Sache nicht weiter verfolgen; ich erinnere nur daran, daß die Endorevertasen ein etwas höheres Alkalioptimum besitzen als die Ektorevertasen. Durch Isolation und Bestimmung der Reversionsprodukte gewann ich dann die Überzeugung, daß eine Reduktion des Zuckers zu Milchsäure oder anderen Säuren erst in 0,5 norm. Alkalilösung spurweise merkbar wird[1]). Jedenfalls sind solche Alkaligaben stärker als die in der vorläufigen Mitteilung angegebenen und da jene Beispiele aus Versuchen mit verschiedenen Kulturflüssigkeiten herausgegriffen wurden, so bin ich jetzt nicht mehr imstande, zu beurteilen, ob es sich um verschiedene Lage des Optimums oder um andere Umstände handelte.

Schalten wir die unbegründeten Einwände KOHLs gegen jene Angaben aus, so muß ich das Erscheinen der vorläufigen Mitteilung dieses Forschers mit Freude begrüßen, denn es werden meine Resultate durchaus bestätigt. Allerdings war die Reaktion bei meinen Objekten viel kräftiger als bei KOHL, wie man aus einer neueren Mitteilung ersehen kann, was damit zusammenhängt, daß KOHL mit gereinigten Enzympräparaten arbeitete, welche mehr oder minder geschwächt sind gegenüber dem Enzym im natürlichen Standorte. Das Fehlen jeglicher H + oder OH — Ionen, sowie die Verwendung einer niederen Temperatur und einer ziemlich verdünnten Rohrzucker- oder Invertzuckerlösung[2]) wird aber auch ganz beträchtlich dazu beigetragen haben.

Bezüglich der Wirksamkeit in ganz neutraler Lösung, die KOHL am Herzen liegt, möchte ich meine abweichende Auffassung aufrecht erhalten. KOHL meint, es sei richtiger, Enzymwirkungen in neutraler Lösung zu untersuchen, damit die reine Fermentwirkung zutage tritt. Meines Erachtens liegt hier ein prinzipieller Fehler vor. Enzyme wirken nur als Katalysatoren zweiter Ordnung, d. h. sie unterstützen die katalytische Wirkung der

---

[1]) Man darf natürlich mit dem bekannten Versuch von NENCKI und SIEBER (Journ. f. prakt Chemie (2), Bd. XXIV S. 498) keinen Vergleich anstellen: denn es handelte sich dort um eine Mischung von 20 g Glucose, 200 ccm Wasser, und 40 g KOH, die bei 35—40° 24 h lag.

[2]) Im Vers. VIII hat KOHL 40 ccm Glyzerinextrakt auf 60 ccm einer Invertzuckerlösung einwirken lassen, die nur 706 mg Invertzucker in 10 ccm enthielt; im Vers. IX waren 100 ccm einer 10 prozentigen Invertzuckerlösung mit 10 ccm Glyzerinextrakt versetzt. O'SULLIVAN und FERNBACH haben doch gezeigt, daß die optimale Zuckerkonzentration 20 pCt. ist.

H + oder OH — Ionen, welche allein als Katalysatoren erster Ordnung anzusehen sind. Versucht der Forscher mit der größten Sorgfalt ein neutrales Milieu herzustellen, so werden doch immer im reagierenden Stoffe oder im Enzymmolekül selbst Wasserstoff- bzw. Hydroxylionen vorhanden sein, ohne deren Gegenwart keine Reaktion in Lösungen beschleunigt werden kann.

In unserem Falle ist durch direkte Messungen von KULLGREN[1]) nachgewiesen worden, daß Saccharose ebenso wie Invertzucker eine meßbare Menge H + Ionen abspalten, und daß bei der Inversion durch kochendes Wasser eine acidimetrisch faßbare Säure entsteht.

Theoretisch erscheint also das Streben nach neutraler Umgebung überflüssig; viel richtiger ist der von O'SULLIVAN, FERNBACH, BROWN u. a. eingeschlagene Weg, die Enzymwirkung aus der Differenz zwischen scheinbarer Wirkung und Ionenwirkung zu erschließen.

Das unregelmäßige Vorkommen und Verschwinden der revertasischen neben der invertasischen Wirkung, wie es KOHL auffiel, bildet nach meinen Erfahrungen kein Mirabile, denn es pflegen die antagonistischen Enzyme (es handelt sich ja keineswegs um ein einziges Enzym) aus dem Zymogen je nach verschiedenen Umständen in ungleichem Verhältnisse zu entstehen. Über diese Seite der Frage wird man eingehende Data in meiner Abhandlung über Revertase finden.

Schließlich muß ich betonen, daß die Umwandlung der invertasischen Wirkung in eine revertasische durch Lichtwirkung in meiner Arbeit über reversible Sekretion bereits und in viel prägnanter Weise festgestellt war als bei KOHL. Ich hatte dieselbe Erscheinung auch beim Erwärmen der Invertaselösung beobachtet. Seitdem habe ich die Sache weiter erforscht und wiederum gefunden, daß es sich um verschiedenartige Aktivation des scheinbar racemischen Zymogens handelt.

Roma, Juli 1908.

---

[1]) Studien über die Inversion. Zeitschr. f. physik. Chemie. XLI S. 407 (1902).

59. R. Kolkwitz und M. Marsson: Ökologie der pflanzlichen Saprobien.

(Eingegangen am 31. Juni 1908.)

Die vorliegende Arbeit enthält eine Aufzählung von ungefähr 300 pflanzlichen Organismen, welche für die Beurteilung der Selbstreinigungskraft unserer heimischen Gewässer von Bedeutung sind. Für solche Organismen — pflanzlicher und tierischer Natur — haben wir, um ihre Abhängigkeit von zersetzlichen, organischen Nährstoffen zum Ausdruck zu bringen, 1902[1]) die Bezeichnung Saprobien eingeführt und dieselben, entsprechend dem fortschreitenden Grad der Mineralisierung in den Gewässern in Poly-, Meso- und Oligosaprobien unterschieden.

Eine solche Einteilung hat zur Voraussetzung, daß die in Betracht kommenden Organismen innerhalb einigermaßen enger Grenzen in ihrer Verbreitung und Entwicklung im Freien eindeutig von der chemischen Beschaffenheit des Wassers abhängig sind. Wie jahrelange Studien an der zitierten Prüfungsanstalt, welche gleichzeitig über ein reiches chemisches Analysenmaterial betreffend die Zusammensetzung der verschiedenartigsten Gewässer verfügt, gelehrt haben, trifft diese Voraussetzung dann zu, wenn man bei der genannten Einteilung die Ökologie berücksichtigt, also dem Vorkommen floristischer Bestände — soweit solche typisch zur Entwicklung gelangen — höheren Wert beimißt als der Feststellung bloß vereinzelten Vorkommens. Es handelt sich also im vorliegenden Falle um eine Formationsgliederung der Wassergewächse auf chemisch-physiologischer Grundlage, bei der weniger die Versuche im Laboratorium als die Ermittlungen an Ort und Stelle des Vorkommens maßgebend sind. Solche Stellen sind Becken oder Rinnen mit rohen, fäulnisfähigen Abwässern, gereinigte Abflüsse (Drainwässer) von Rieselfeldern oder biologischen Oxydationskörpern, stehende oder fließende Vorfluter, welche nährstoffhaltige Zuflüsse aufnehmen, ferner verkrautete Tümpel, Zisternen, Kesselbrunnen und dgl. mehr.

Die Organismen ganz reiner Gewässer (Katharobien), besonders das typische Plankton derselben, haben wir — vorläufig wenigstens — aus Raummangel unberücksichtigt gelassen, auch weil für sie die Bezeichnung Saprobien kaum noch zutreffen dürfte, wie das etwa für eine Zahl von Algen aus reinen Gebirgsbächen und -seen gilt. Dabei möchten wir nicht unerwähnt lassen, daß es nach unseren bisherigen Wahrnehmungen wahrscheinlich nur wenige chlorophyllführende Organismen gibt, welche in der freien Natur jegliche organische Nahrung verschmähen, daß auch kaum Oberflächenwässer vorkommen, die nicht durch ihren Gehalt an organischen Substanzen auf Permanganat reagieren.

---

[1]) KOLKWITZ und MARSSON, Mitt. aus d. Kgl. Prüfungsanstalt f. Wasserversorgung und Abwässerbeseitigung. Heft 1.

Die bereits erwähnte weitgehende und eindeutige Beeinflussung der Wasserorganismen — besonders der mikroskopischen — ist bereits von FERD. COHN — wenn auch nur in verhältnismäßig bescheidenem Umfange — dazu benutzt worden, den Reinheitsgrad der Gewässer nach den in ihnen lebenden Organismen zu beurteilen. Diese biologische Analysenmethode ist also auf botanischem Gebiete erwachsen. Um ihren weiteren Ausbau haben sich u. a. besonders MEZ, SCHORLER, LINDAU, SCHMIDTMANN (durch Gründung der genannten Anstalt), SCHIEMENZ und HOFER verdient gemacht.

Die Experimente im großen, durch welche die erwähnte Beziehung zwischen Organismen und Wasserbeschaffenheit im Freien am besten erkannt und geprüft werden kann, sind, etwa seit dem Jahre 1870, in Deutschland ständig an Zahl gewachsen und zwar durch die vermehrten Zuflüsse aus den Sielen der in Aufschwung begriffenen Städte und durch die an Menge gesteigerten Abfallwässer aus den landwirtschaftlich industriellen Betrieben. Freilich sind auch die Methoden zur Reinigung vervollkommnet worden, ein Umstand, der naturgemäß gleichfalls zu wertvollen einschlägigen experimentellen Resultaten geführt hat. Alle diese Abflüsse rufen trotz gewisser Verschiedenheiten in der chemischen Beschaffenheit im allgemeinen in Vorflutern das gleiche biologische Bild hervor, weil ein Fluß oder See durch die bewirkte Verdünnung, ferner durch sein Säurebindungsvermögen, seinen Sauerstoffgehalt u. a. m. die bestehenden chemischen Unterschiede verwischt und damit gleiche oder ähnliche Ernährungsbedingungen für Saprobien schafft.

Eine eingehende Darlegung der Erwägungen, welche zur Einordnung der in der beifolgenden Liste genannten Organismen in die bezüglichen Zonen geführt haben, wird in den Mitteilungen der Kgl. Prüfungsanstalt folgen, dort auch unter gleichzeitiger Berücksichtigung der in Betracht kommenden Tiere und unter Beifügen von Abbildungen. Hier setzen wir die Kenntnis aller angeführten Organismen voraus, auch die Kenntnis ihres allgemeinen Standortes innerhalb der drei typischen Regionen Ufer, Boden (Benthos) und freies Wasser (Plankton) und beschränken uns darauf, von den drei unterschiedenen Zonen eine kurze Charakteristik zu geben.

I. Die Zone der Polysaprobien zeichnet sich in biologischer Hinsicht vor allem durch den Reichtum an *Schizomyceten* nach Individuenzahl, Spezies und Gattungen aus. Polysaprobe Organismen können wohl in die mesosaprobe Zone abklingend übergreifen (vgl. *Sphaerotilus*), aber niemals in der oligosaproben Zone bestandbildend auftreten, höchstens vereinzelt und dann meist erratisch. Das Ausstrahlen des *Sphaerotilus* in die zweite Zone hat seinen natürlichen Grund darin, daß *Sphaerotilus* ein Bewohner des fließenden Wassers ist und neben der Bewegung des Wassers Belüftung nötig hat.

Bezeichnungen wie: „im reinen und unreinen Wasser“ oder wie: „*Euglena viridis* findet sich an allen *Euglenaceen*-Standorten“ bedeuten für unser System Verstöße gegen den ökologischen Gesichtspunkt.

Die Zahl der in gewöhnlicher Nährgelatine pro ccm entwicklungsfähigen Bakterienkeime kann 1 Million leicht übersteigen. Unsere gewöhnlichen Speisefische können in dieser Zone leicht dem Erstickungstode anheimfallen.

In chemischer Beziehung charakterisiert sich die Zone der Polysaprobien durch das Überwiegen von Reduktions- und Spaltungsprozessen, durch Mangel oder geringen Gehalt an Sauerstoff, durch Reichtum an Kohlensäure und u. a. relativ hohen Gehalt an stickstoffhaltigen, zersetzungsfähigen Nährstoffen; der Schlamm dieser Zone ist häufig reich an Schwefeleisen.

Größere Flüsse, welche auf längere Strecken polysaproben Charakter tragen, fehlen bei uns; auch die Wupper ist nicht polysaprob.

* * *

II. In der Zone der Mesosaprobien unterscheiden wir zwei Abschnitte mit stark bzw. schwach mesosaprobem Charakter. Im erstgenannten Abschnitt pflegt die Selbstreinigung stürmischer zu verlaufen als im letzteren.

In biologischer Beziehung ist der erste Teil dieser Zone gekennzeichnet durch das Hervortreten von *Schizophyceen* und — besonders wenn es sich um bewegtes Wasser handelt — durch einen mehr oder weniger ausgesprochenen Reichtum von *Eumyceten*; *Peridiniales* fehlen hier noch so gut wie vollständig. Tierleben kann ziemlich reichlich entwickelt sein und deshalb vielfach Fische zum Aufsuchen von Nahrung anlocken. Erstickungsgefahr besteht dabei für dieselben nur selten. Der zahlenmäßige Gehalt an bakteriellen Keimen pro ccm ist noch bedeutend; er kann sich nach hunderttausenden beziffern.

Gute Beispiele für diese Formation liefern besonders verschmutzte Teiche und Gräben, namentlich der Rieselfelder.

Den zweiten Teil der Zone der Mesosaprobien könnte man, wenigstens im Gegensatz zu den bisher geschilderten Lebensgemeinschaften und unter spezieller Berücksichtigung der benthonisch lebenden Kieselalgen die Formation der Bacillariaceen nennen, besonders wenn man bedenkt, wie artenarm die stark mesosaprobe Zone daran ist. Neben diesen Kieselalgen findet sich aber hier ganz allgemein eine ziemlich reiche Gliederung der Vegetation, beispielsweise unter den *Chlorophyceen*, sodaß im großen und ganzen bestimmte Typen nicht zu überwiegen brauchen.

Die Zahl der auf gewöhnlicher Nährgelatine sich entwickelnden Bakterienkeime beträgt normalerweise pro ccm unter 100 000.

Alle Mesosaprobien pflegen einem gewissen, schwachen Einfluß von Abwässern standzuhalten. Viele höhere Wasserpflanzen finden besonders von der schwach mesosaproben Zone ab ausreichende, oft auch recht günstige Vegetationsbedingungen. Ebenso wie in biologischer ist der fortschreitende Gang der Selbstreinigung auch in chemischer Beziehung charakteristisch gekennzeichnet. Belüftung und Produktion von Sauerstoff durch Kohlenstoffassimilation haben die Einleitung von Oxydationsprozessen ermöglicht, durch welche, wie bereits bemerkt, das Leben der gröberen Fauna begünstigt wird. Für den Sauerstoffgehalt besteht aber — besonders im stark mesosaproben Teil — die Tendenz, bei Dunkelheit oder starker Bewölkung etwas abzunehmen, um bei Belichtung wieder zu steigen, oft über das Sättigungsmaximum.

Abbauprodukte der Eiweißstoffe, wie Asparagin, Leucin und Glykokoll, die alle durch NH_2- und COOH-Gruppen — also Abbau- und Oxydationsstufen — gekennzeichnet sind, scheinen in starker Verdünnung, durch welche ihr Nachweis sehr erschwert wird, in dieser Zone verbreitet zu sein, ebenso Ammoniaksalze und — besonders bei Annäherung an die Oligosaprobienformation — auch Nitrite und Nitrate, die Oxydationsstufen des Ammoniaks.

Normal beschaffene Wässer dieser Zone pflegen beim Aufbewahren in Flaschen nicht zur Fäulnis, unter Umständen aber zur Bildung schwacher Schwimmschichten zu neigen.

Normale Drainwässer der Rieselfelder, die man — wenigstens zur warmen Jahreszeit — als typische Salpeterwässer bezeichnen könnte, dürften zur schwach mesosaproben Region zu rechnen sein.

* * *

III. Die Zone der Oligosaprobien wird durch die Beendigung der Mineralisation gekennzeichnet; alle stürmisch verlaufenden Prozesse der Selbstreinigung fehlen hier normalerweise. Die biologische Gliederung ist reich. *Peridiniales*, wenn überhaupt vorhanden, kommen in einigen Vertretern zu typischer Entfaltung, *Charales*, die gegen Abwässer empfindlich sind, beginnen aufzutreten, Polysaprobien — auch in kleinen Beständen — fehlen. Die Zahl der auf gewöhnlicher Nährgelatine entwicklungsfähigen Bakterienkeime pflegt pro ccm unter 1000 zu betragen, wenn nicht erratische Formen eingeschwemmt sind. Die Armut an planktonischen *Schizomyceten* ist also charakteristisch. Bestimmte benthonische Formen dieser Klasse können dagegen typischerweise im organischen Filz der Ufer auftreten.

Die chemische Analyse der Gewässer dieser Zone lehrt uns, daß der Permanganatverbrauch verhältnismäßig niedrig ist und organischer Stickstoff sich nur in Spuren findet. Die — in geeigneter Weise ermittelte — Sauerstoffzehrung ist sehr gering. Die Durchsichtigkeit des Wassers, gemessen durch Versenken einer weißen Scheibe, ist bei ruhigem Wetter meist bedeutend. Der Schlamm dieser Region ist gewöhnlich arm an Reduktionsprozessen, kann aber mesosaproben Charakter gewinnen, wie überhaupt als oligosaprob zu bezeichnender Schlamm wenig verbreitet sein dürfte.

Da schnell verlaufende Umsetzungen organischer Stoffe den Chemismus dieser Region nicht mehr beherrschen, können weniger auffällig wirksame Substanzen von Einfluß auf die ökologische Zusammensetzung sein, z. B. solche Mineralstoffe, welche die verschiedene Härte der Gewässer bedingen; doch liegen hierüber bisher nur unvollkommene Beobachtungen vor, auch für Phanerogamen.

Die Wässer aller vorstehend geschilderten Zonen zeigen fast durchweg alkalische Reaktion; solche mit saurer Reaktion gedenken wir später ähnlich dem Vorstehenden zu beschreiben.

Die mit unserem System harmonierende „Ökologie der tierischen Saprobien“ beabsichtigen wir an anderer Stelle zu veröffentlichen.

* * *

Physiologisches System der pflanzlichen Saprobien.

Innerhalb der einzelnen Zonen sind die Organismen — von einigen Abweichungen in der Flagellatengruppe abgesehen — nach dem Englerschen System geordnet. Bei der nachfolgenden Aufzählung haben wir uns nur auf eigene Beobachtungen im Freien gestützt. Solche Organismen, die wir am Hauptherd ihrer Entwicklung nicht selbst beobachtet haben, sind unberücksichtigt geblieben, auch wenn in der Literatur einschlägige Notizen über dieselben vorlagen; ebenso fehlen solche, welche nach dem derzeitigen Stande unserer Erfahrung keinen biocönotischen Wert für die vorliegenden Zwecke besitzen (z. B. *Bacterium cellulosae* (Omelianski) Mig., manche pantotrophe Bacterien und verschiedene Phanerogamen).

Bei Zweifel über den Ort der Einordnung mancher Organismen haben wir ihn immer in der nährstoffärmeren der in Betracht kommenden Zonen untergebracht.

I. Polysaprobien.

Schizomycetes.

Spirillum tenue Ehrbg.
„ serpens (O. F. Müller).
„ Rugula (O. F. Müller).
„ Undula Ehrbg.
„ volutans Ehrbg.
Sphaerotilus natans Ktz. }
„ roseus Zopf } cf. Mesosaprobien.
Zoogloea ramigera Itzigsohn.
Streptococcus margaritaceus Schröter.
Sarcina paludosa Schröter.
Beggiatoa alba (Vaucher) Trevisan.
„ leptomitiformis (Menegh.) Trevisan.
„ arachnoidea (Ag.) Rabenhorst.
Thiopolycoccus ruber Win.
Chromatium Okenii (Ehrbg.) Perty. }
„ vinosum (Ehrbg.) Win. } cf. Mesosaprobien
„ minutissimum Win. }
Lamprocystis roseo-persicina (Ktz.) Schröter. }

Schizophyceae.

Arthrospira Jenneri Stitz., wenn in Gemeinschaft mit Beggiatoa. cf. Mesosaprobien.

Euglenales.

Euglena viridis (Schrank) Ehrenbg., wenn massenhaft.

Protococcales.

Polytoma uvella Ehrbg.

* * *

II. Mesosaprobien.

1. stark mesosaprob.

Schizomycetes.

Sphaerotilus natans Ktz.
„ roseus Zopf
wenn in Gemeinschaft mit mesosaproben Bacillariaceen und wenn teilweise mit Cladothrix-artiger Verzweigung. cf. Polysaprobien.

Thiothrix nivea (Rabenhorst) Win.

Chromatium Okenii (Ehrbg.) Perty
Lamprocystis roseo-persicina (Ktz.) Schröter
wenn in Gemeinschaft mit mesosaproben Algen. cf. Polysaprobien.

Thiospirillum sanguineum (Ehrbg.) Win.

Spirochaete plicatilis Ehrbg. rechnen wir zu den Tieren.

Schizophyceae.

Oscillatoria princeps Vaucher.
„ tenuis Ag.
„ chalybea Mertens.
„ putrida Schmidle.
„ chlorina Kütz.
„ splendida Grev.
„ brevis Ktz.
„ formosa Bory.
Arthrospira Jenneri Stitz. cf. Polysaprobien.
Phormidium uncinatum (Ag.) Gomont.
„ autumnale (Ag.) Gomont.
„ foveolarum (Mont.) Gom.

Cryptomonadales.

Cryptomonas Nordstedtii (Hansg.) Senn; wahrscheinlich = Cryptoglena coerulescens Ehrbg.

Euglenales.

Euglena viridis var. lacustris Francé.

Lepocinclis ovum Ehrbg.
„ texta (Duj.) Lemm.
Cryptoglena pigra Ehrbg.

Bacillariales.

Hantzschia amphioxys (Ehrbg.) Grun.
Nitzschia Palea (Kütz.) W. Sm. mit ihrer Varietät fonticola Grun.
Stauroneis acuta W. Sm.

Protococcales.

Chlamydomonas de Baryana Gorosch.
Spondylomorum quaternarium Ehrbg.
Stichococcus bacillaris Naeg f. confervoidea Hazen. cf. schwach Mesosaprobien.
Chlorella infusionum (Beyerk.).

Confervales.

Ulothrix subtilis Kuetz. forma.
Stigeoclonium tenue Ktz. (mit schwieriger Artabgrenzung), klingt in die schwach mesosaprobe Zone ab.

Phycomycetes.

Mucor, Gruppe Zygorhynchus.
Apodya lactea (Ag.) Cornu = Leptomitus lacteus Ag.

Hemiascomycetes.

Endoblastoderma salmonicolor Fischer u. Brebeck und einige Torula, wahrscheinlich hierher gehörig.

Euascomycetes.

Fusarium aquaeductuum Lagerheim.

* * *

2. schwach mesosaprob.

Schizomycetes.

Lampropedia hyalina (Ehrbg.) Schröter.
Cladothrix dichotoma Cohn.

Schizophyceae.

Oscillatoria limosa Ag.
„ antliaria Jürgens.
Phormidium subfuscum Ktz.
Aphanizomenon flos aquae Ralfs.

Chrysomonadales.

Chrysosphaerella longispina Lauterb.
Synura Uvella Ehrbg., wenn in Gemeinschaft mit Closterium

acerosum, Brachionus, Rotifer, Actinurus und vereinzelten Exemplaren von Euglena viridis.

cf. Oligosaprobien.

Cryptomonadales.

Cryptomonas erosa Ehrbg.
„ ovata „

Euglenales.

Euglena acus Ehrbg.
„ spirogyra Ehrbg.
„ oxyuris Schmarda.
„ deses Ehrbg.
„ pisciformis Klebs.
„ quartana Moroff.
„ tripteris (Duj.) Kl.
„ velata Klebs.
Phacus caudata Hübner.
Trachelomonas hispida Stein.
„ volvocina Ehrbg.
Colacium vesiculosum (Ehrbg.) Stein.

Peridiniales.

Ceratium tetraceros Schrank; kommt auch mit Lamprocystis, Chromatium Okenii u. a. m. vergesellschaftet vor.

Bacillariales.

Melosira varians Ag. (bevorzugt mineralisierte organische Substanz).
Stephanodiscus Hantzschianus Grun.
„ „ var. pusillus Grun.
Diatoma vulgare Bory.
Synedra Ulna var. splendens (Ktz.) J. Brun.
„ actinastroides Lem.
„ radians (Ktz.) Grun.
„ Vaucheriae Ktz.
Microneis minutissima (Ktz.) Cleve.
Navicula Brebissonii Ktz.
„ radiosa Ktz.
Navicula cryptocephala Ktz.
„ rhynchocephala Ktz.
„ cuspidata Ktz.
„ mesolepta Ehbg.
„ amphisbaena Bory.
„ ambigua Ehbg.
„ atomus Naeg.

Stauroneis Phoenicenteron Ehrbg.
Gomphonema tenellum W. Sm.
„ olivaceum Ktz.
„ parvulum Ktz.
Rhoicosphenia curvata (Ktz.) Grun.
Nitzschia parvula W. Sm.
„ communis Rabh.
„ stagnorum Rabh.
„ dissipata (Ktz.) Grun.
„ acicularis (Rabh) W. Sm.
Surirella ovalis Bréb. var. ovata = S. ovata Ktz., auch var. minuta und angusta.

Conjugatae.

Closterium acerosum Ehrbg.
„ parvulum Naeg.
„ moniliferum Ehrbg.
„ Leibleini Ktz.
Cosmarium botrytis Menegh.
Spirogyra crassa Ktz.
„ porticalis (Vauch.) Cleve.

Protococcales.

Carteria cordiformis Dill.
Chlamydomonas Ehrenbergi Gorosch.
„ Brauni Gorosch.
„ Reinhardi Dang.
„ Kuteinikowi Gorosch.
„ reticulata Gorosch.
Chlorogonium euchlorum Ehrbg.
Gonium sociale (Dng.) Warm. = Gonium tetras A. Br.
Stichococcus bacillaris Naeg; cf. stark Mesosaprobien.
Chlorococcum botryoides Rabh.
Pediastrum boryanum (Turp.) Menegh., besonders, wenn auch zahlreiche junge Exemplare vorhanden sind.
Rhaphidium polymorphum var. aciculare (A. B.) Rab.
Scenedesmus quadricauda (Turp.) Bréb.
„ acuminatus (Lagh.) Chodat.
„ obliquus (Turp.) Ktz.
„ bijugatus (Turp.) Ktz.
} besonders, wenn massenhaft auch junge Exemplare vorhanden sind.
Selenastrum bibraianum Reinsch.
Dictyosphaerium pulchellum Wood.
„ Ehrenbergianum Naeg.
Chlorosphaera limicola Beyrk.

Confervales.

Ulothrix subtilis (Ktz.); cf. Oligosaprobien.
Conferva bombycina (Ag.) Wille.
Microthamnion Kuetzingianum Naeg.
Oedogonium species.
Cladophora crispata Ktz.
Vaucheria sessilis (Vauch.) D. C.

Florideae.

Hildenbrandia rivularis (Liebm.) Bréb.

Monocotyledoneae.

Holodea (Elodea) canadensis R. u. Mchx.
Lemna minor L.
„ polyrhiza L.

Dicotyledoneae.

Ceratophyllum demersum L., wenn in bestimmten Wuchsformen.

III. Oligosaprobien.

Schizomycetes.

Chlamydothrix ochracea (Ktz.) Mig.
Gallionella ferruginea Ehrbg.
Crenothrix polyspora Cohn.
Clonothrix fusca Roze.

Schizophyceae.

Dactylococcopsis rhaphidioides Hansg.
Coelosphaerium Kuetzingianum Naeg.
Gomphosphaeria lacustris Chodat.
Microcystis incerta Lemm.
Clathrocystis aeruginosa (Ktz.), Henfrey u. a. Microcystis-arten.
Merismopedia glauca (Ehrbg.) Naeg.
„ convoluta Bréb.
Oscillatoria anguina Bory.
„ rubescens D. C.
„ Agardhii Gom.
Phormidium inundatum Ktz.
„ papyraceum (Ag.) Gom.
Microcoleus subtorulosus (Bréb.) Gom.
Anabaena flos aquae (Lyngb.) Bréb.
„ spiroides Kleb.
Glaucothrix gracillima Zopf.
Calothrix parietina (Naeg.) Thuret.

Chrysomonadales.

Chromulina Rosanoffii Woron.
Mallomonas acaroides Perty.
„ producta (Zach.) Iwanoff.
Synura Uvella Ehrbg.; cf. Mesosaprobien.
Uroglena volvox Ehrbg.
Dinobryon species.

Euglenales.

Euglena oblonga Schmitz.
„ geniculata (Duj.) Schmitz.
„ minima Francé.
Phacus longicauda (Ehrbg.) Duj.
„ pleuronectes Nitzsch.
„ parvula Klebs.
„ pyrum (Ehrbg.) St.

Peridiniales.

Gymnodinium palustre Schilling.
Ceratium hirundinella O. F. Müll.
Peridinium minimum Schilling.
„ quadridens Stein.
„ cinctum Ehrbg.
„ tabulatum Clap. u. Lachm.
„ berolinense Lemm.
„ bipes Stein.
Gonyaulax apiculata (Pen.) Entz.

Bacillariales.

Melosira ambigua O. Müll.
„ granulata (Ehrbg.) Ralfs.
„ italica Ktz.
„ Binderiana Ktz.
„ crenulata Ktz.
„ arenaria Moore u. a. spec.
Cyclotella Meneghiniana Ktz.
„ Kuetzingiana Thw.
„ comta (Ehrbg.) Ktz.
Tabellaria flocculosa (Roth) Ktz.
Meridion circulare Ag.
Fragilaria virescens Rulfs.
„ construens (Ehrbg.) Grun.
„ mutabilis (W. Sm.) Grun.
Asterionella formosa Hass.
Synedra acus Ktz.

Synedra ulna (Nitzsch) Ehrbg. u. Varietäten.
Eunotia Arcus (Ehrbg.) Rabh.
Achnanthes exilis Ktz.
Navicula mesolepta Ehrbg.
„ viridis Ktz.
„ maior Ktz.
„ gibba Ehrbg.
„ dicephala W. Sm.
„ inflata Ktz.
„ Iridis Ehrbg.
„ limosa Ktz.
„ gastrum Ehrbg.
„ hungarica Grun.
„ perpusilla Grun.
„ viridula Ktz.
„ Clausii Gr.
Pleurosigma attenuatum (Ktz.) W. Sm.
Gomphonema acuminatum Ehrbg.
„ capitatum Ehrbg.
„ constrictum Ehrbg.
„ angustatum Ktz.
Cymbella Ehrenbergii Ktz.
„ Cistula (Hempr.) Kirchn.
„ lanceolata (Ehrbg.) Kirchn.
Encyonema prostratum Ralfs.
„ ventricosum Ktz.
Amphora ovalis Ktz.
Epithemia turgida (Ehrbg.) Ktz.
„ Sorex Ktz.
„ Zebra (Ehrbg.) Ktz.
Rhopalodia gibba (Ktz.) O. Müller.
Bacillaria paradoxa Gmelin.
Nitzschia sigmoidea (Ehrbg.) W. Sm.
„ linearis (Ag.) W. Sm.
„ vermicularis (Ktz.) Grun.
„ vitrea Norman.
Cymatopleura elliptica (Bréb) W. Sm.
„ Solea (Bréb) W. Sm.
Surirella biseriata Bréb.
„ splendida Ktz.

Conjugatae.

Closterium lunula Ehrbg.

Closterium dianae Ehrbg.
„ Ehrenbergii Menegh.
„ areolatum Wood.
Staurastrum tetracerum Ralfs.
Spirogyra irregularis Naeg.
„ nitida (Dillw.) Linck.
„ gracilis Ktz.
Mougeotia genuflexa (Dillw.) Ag.

Protococcales.

Chlamydomonas angulosa Dill.
„ intermedia Chod.
„ longistigma Dill.
„ pisiformis Dill.
„ variabilis Dang.
Eudorina elegans Ehrbg.
Pandorina morum Bory.
Volvox globator L.
Carteria obtusa Dill.
Lobomonas Francei Danj.
Pteromonas alata (Cohn) Seligo.
Phacotus lenticularis Stein.
Tetraspora gelatinosa (Vauch.) Desv.
„ explanata Ag.
Dimorphococcus lunatus A. Br.
Rhaphidium polymorphum Ktz.; vgl. Mesosaprobien.
Richteriella botryoides (Schmidle) Lemm.
Protococcus botryoides (Ktz.) Kirchn.
Pediastrum duplex Meyen.
„ kawraiskyi Schmidle.
„ tetras (Ehb.) Ralfs.
„ Rotula (Ehb.) A. Br.
Actinastrum Hantzschii Lagerh.
Coelastrum microporum Naeg.
„ reticulatum (Dang.) Senn.
Sphaerocystis Schroeteri Chod.
Hydrodictyon utriculatum (L.) Lagerh.
Botryococcus Braunii Ktz.

Confervales.

Ulothrix variabilis Ktz.
„ subtilis var. variabilis (Ktz.) Kirchn.: cf. Mesosaprobien.
„ zonata (Web. u. Mohr) Ktz.
Draparnaldia glomerata (Vauch.) Ag.

Draparnaldia plumosa (Vauch.) Ag.
Chaetophora elegans (Roth) Ag.
Bulbochaete setigera Ag.
Coleochaete pulvinata A. Br.
Rhizoclonium hieroglyphicum (Ag.) Ktz.
Cladophora glomerata Ktz.
Vaucheria species.

Florideae.

Lemanea torulosa (C. Ag.) Sirodot.
Batrachospermum moniliforme Roth.

Bryophyta.

Fontinalis antipyretica L.
Amblystegium riparium Schimp.

Pteridophyta.

Salvinia natans All.
Isoëtes lacustris L.

Monocotyledoneae.

Potamogeton pectinatus L.
„ crispus L.
Lemna trisulca L.

Dicotyledoneae.

Nuphar luteum Sm.
Nymphaea alba L., namentlich die erstere verträgt viel Abwasser, zeigt es aber nicht an.

Außer den hier aufgezählten gibt es noch viele andere für die Wasserbeurteilung aber weniger wichtige Oligosaprobien.

Literatur.

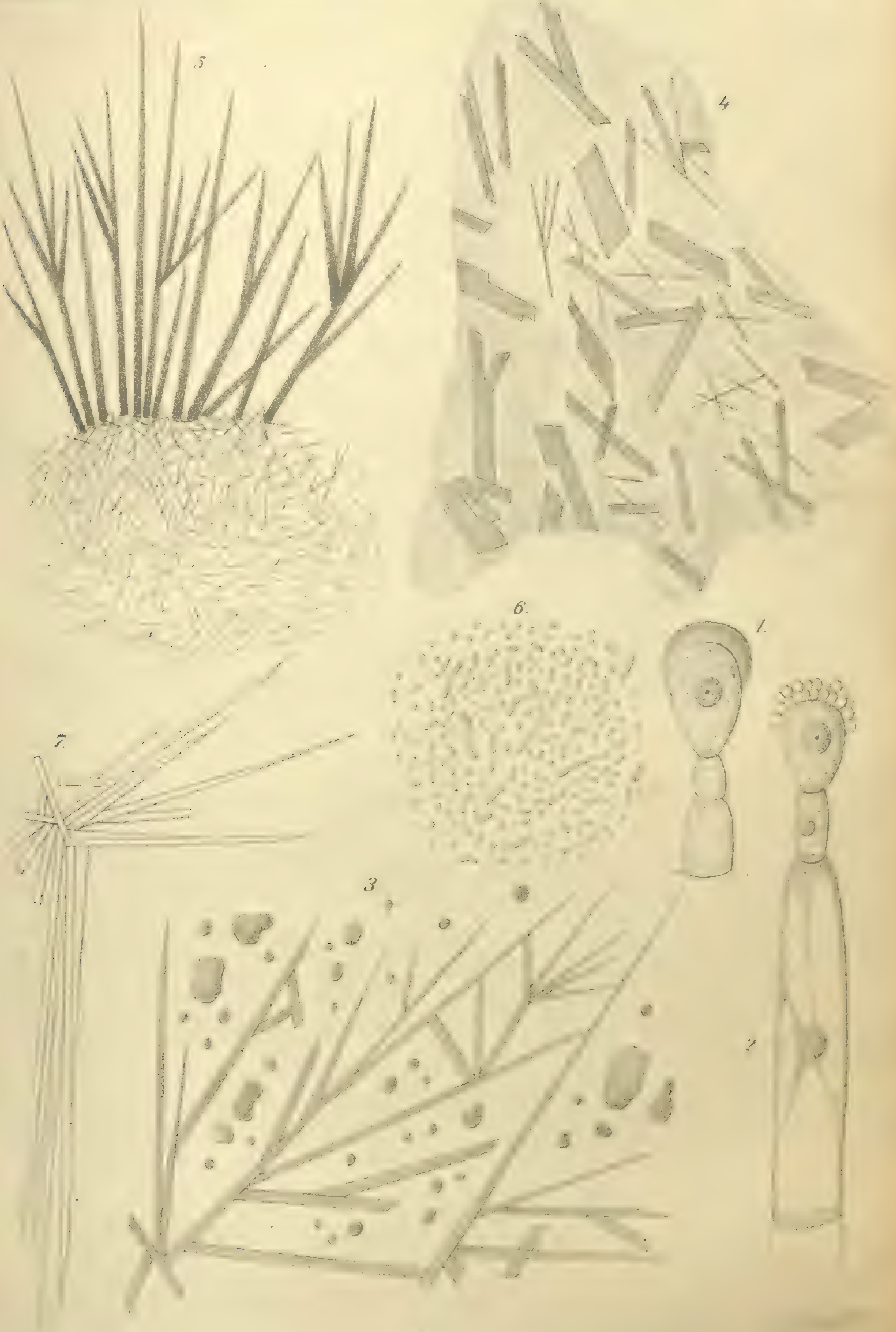
Lindau, Schiemenz, Marsson, Elsner, Proskauer und Thiesing. Hydrobiologische und hydrochemische Untersuchungen über die Vorfluter-Systeme der Bäke, Nuthe, Panke und Schwärze. Vierteljahrsschrift f. gerichtl. Medizin u. öffentl. Sanitätswesen. 3. Folge. XXI. 1901. Suplementheft.

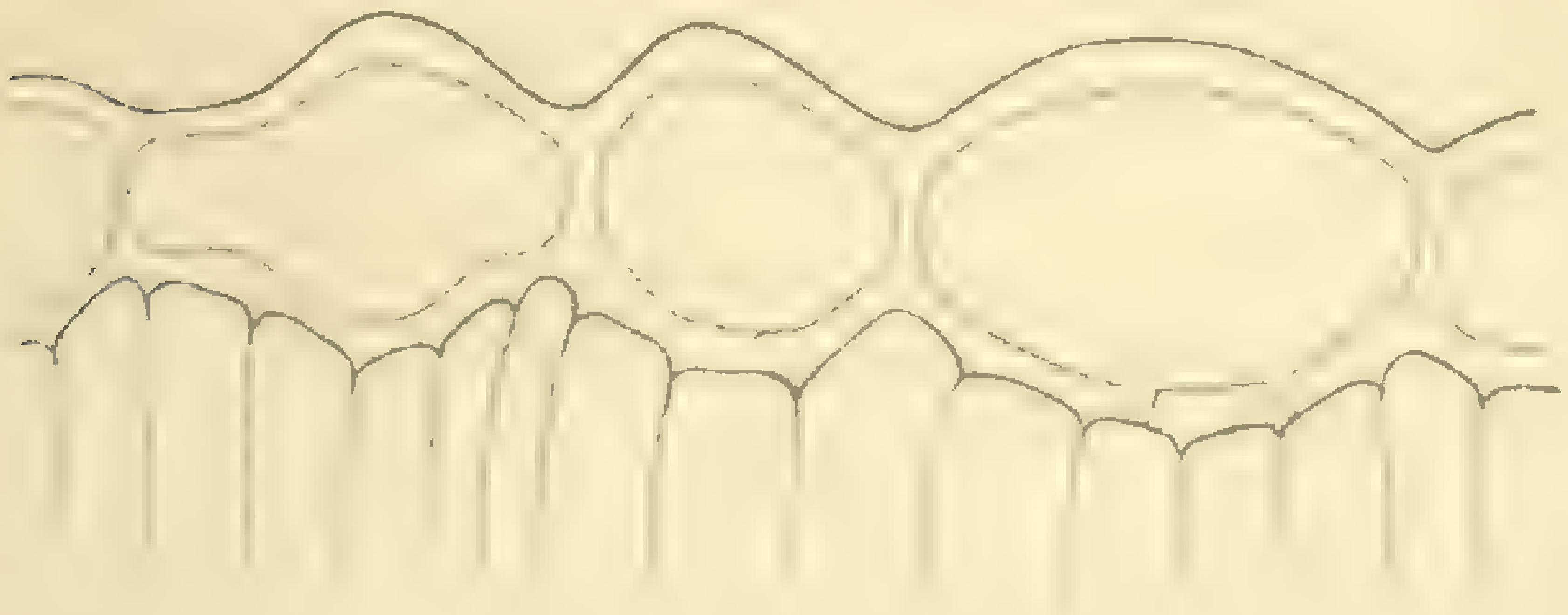
Kolkwitz und Marsson. Grundsätze für die biolog. Beurteilung des Wassers nach seiner Fauna und Flora. Mitteil. d. Kgl. Prüfungsanstalt f. Wasserversorgung u. Abwässerbeseitigung. Heft 1. 1902.

Marsson. Die Abwasser-Flora und -Fauna einiger Kläranlagen bei Berlin und ihre Bedeutung für die Reinigung städtischer Abwässer. Mitt. d. Kgl. Prüfungsanstalt. Heft 4. 1904.

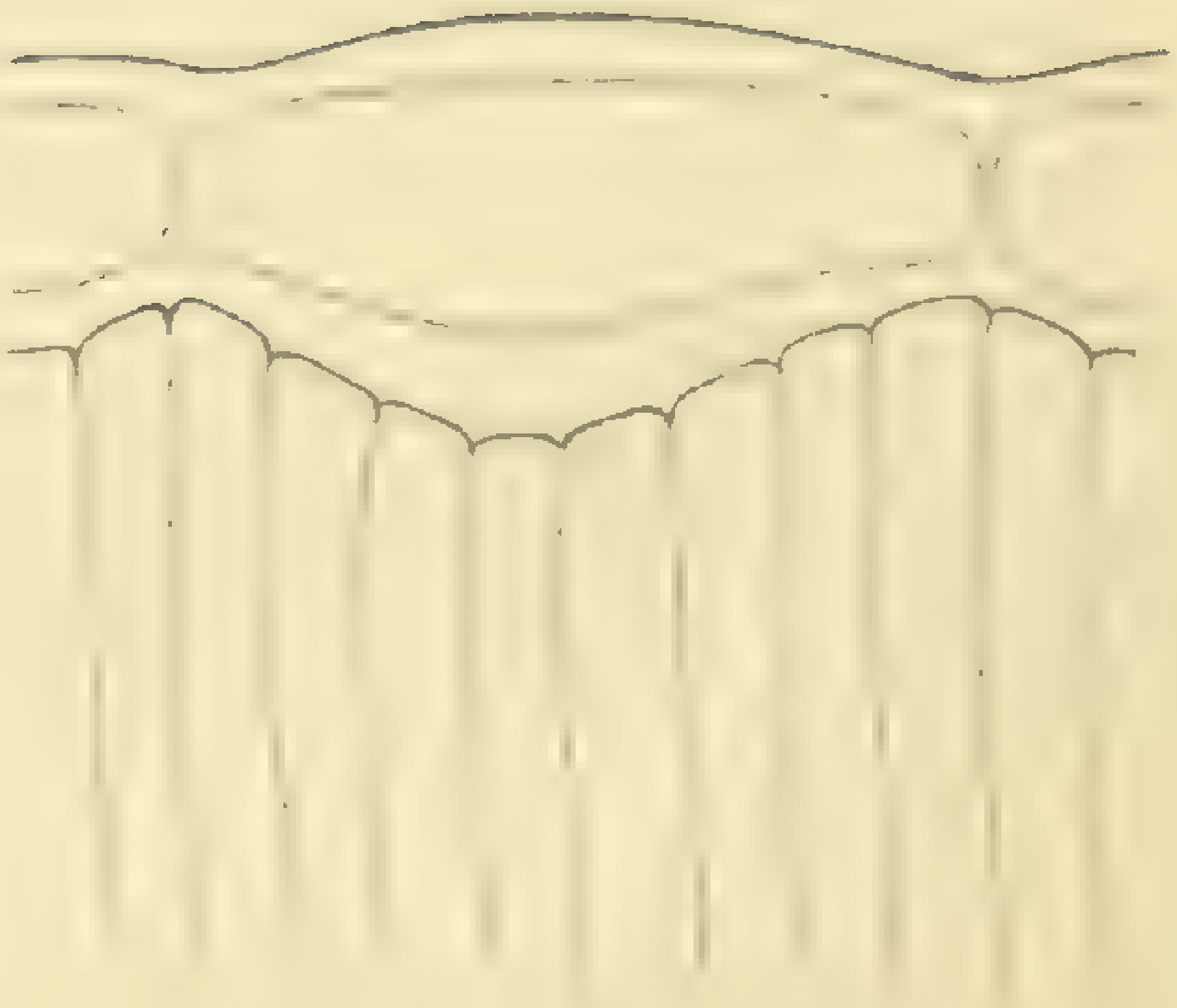
Kolkwitz. Die biolog. Selbstreinigung der natürlichen Gewässer u. Mycologie u. Reinigung von Abwässern. Lafar, Handbuch der technischen Mycologie. Bd. III. Kap. 14 u. 15. 1906.

Weitere Literaturangaben, auch Geschichtliches findet man in diesen Publikationen und den weiteren Heften der Kgl. Prüfungsanstalt.

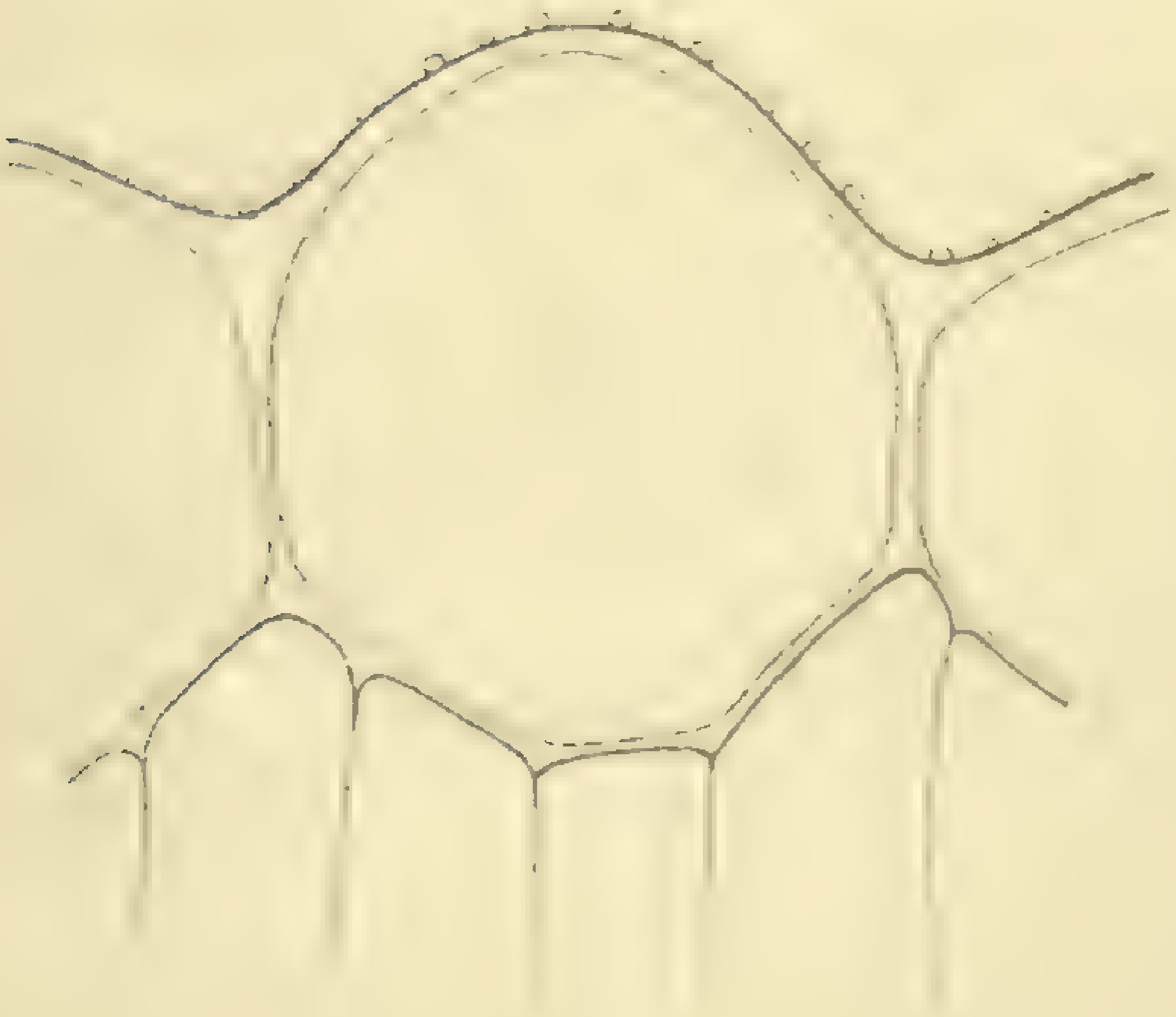

5
4
6.
1.
7.
3
2



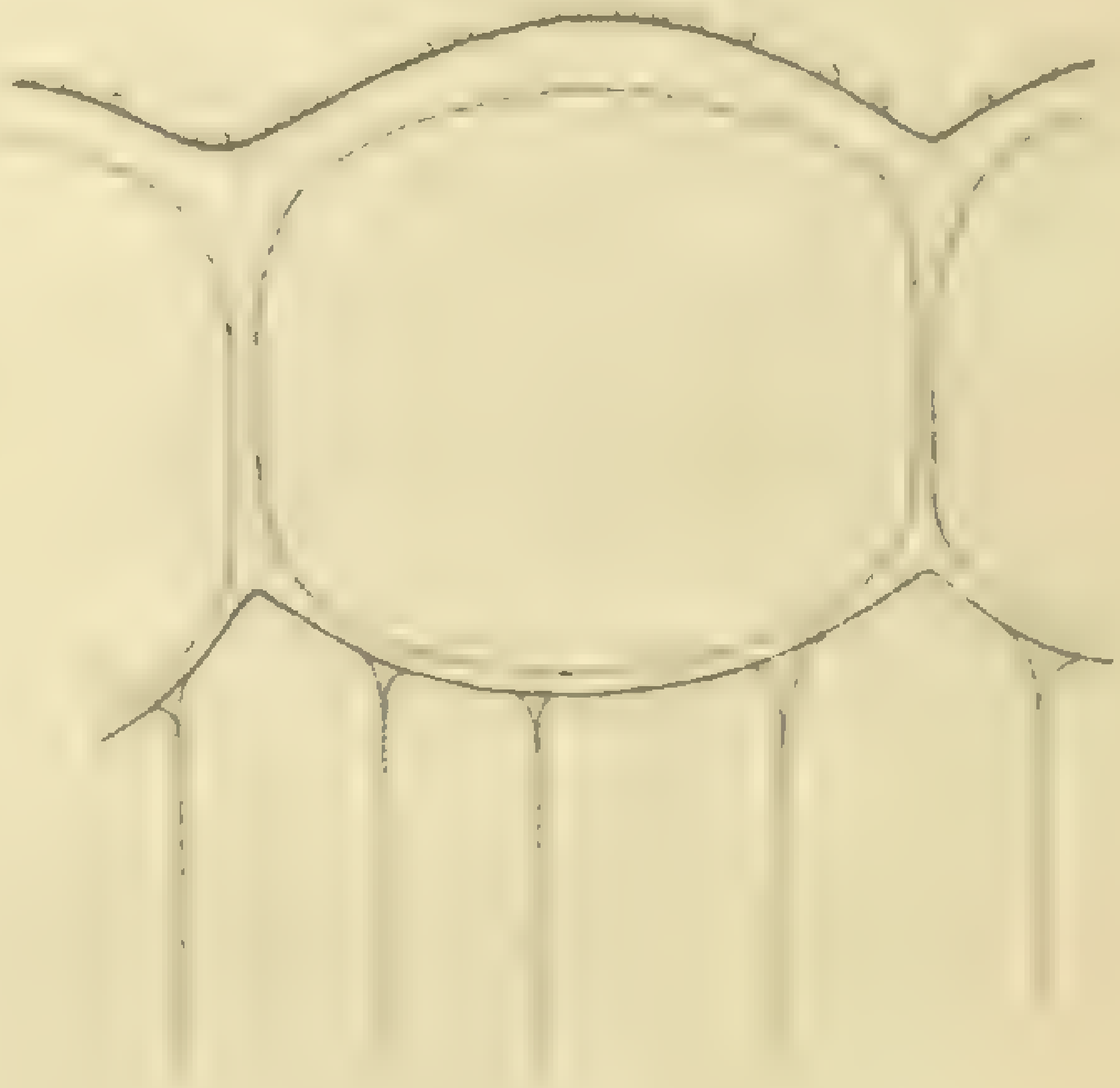
1.



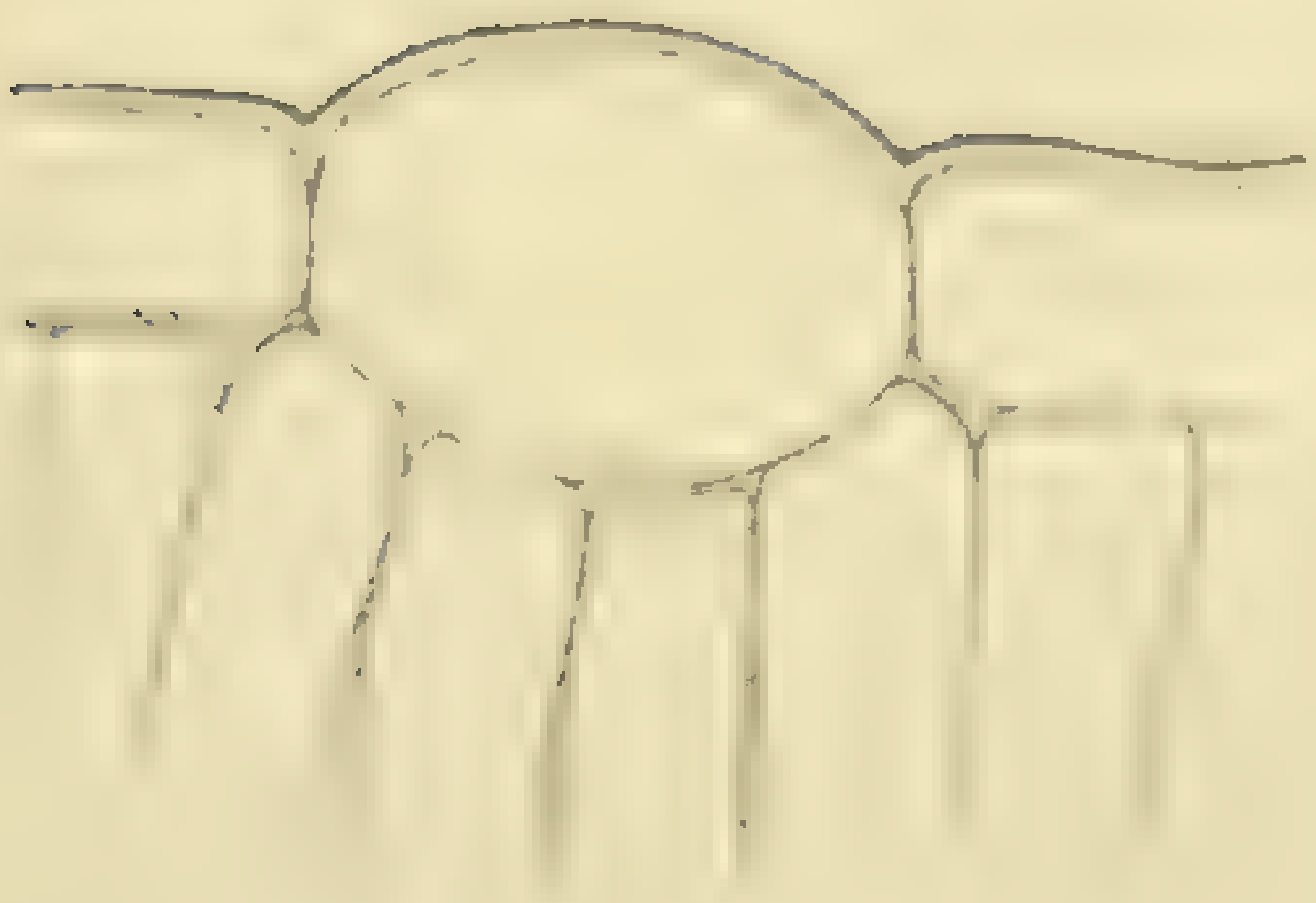
2.



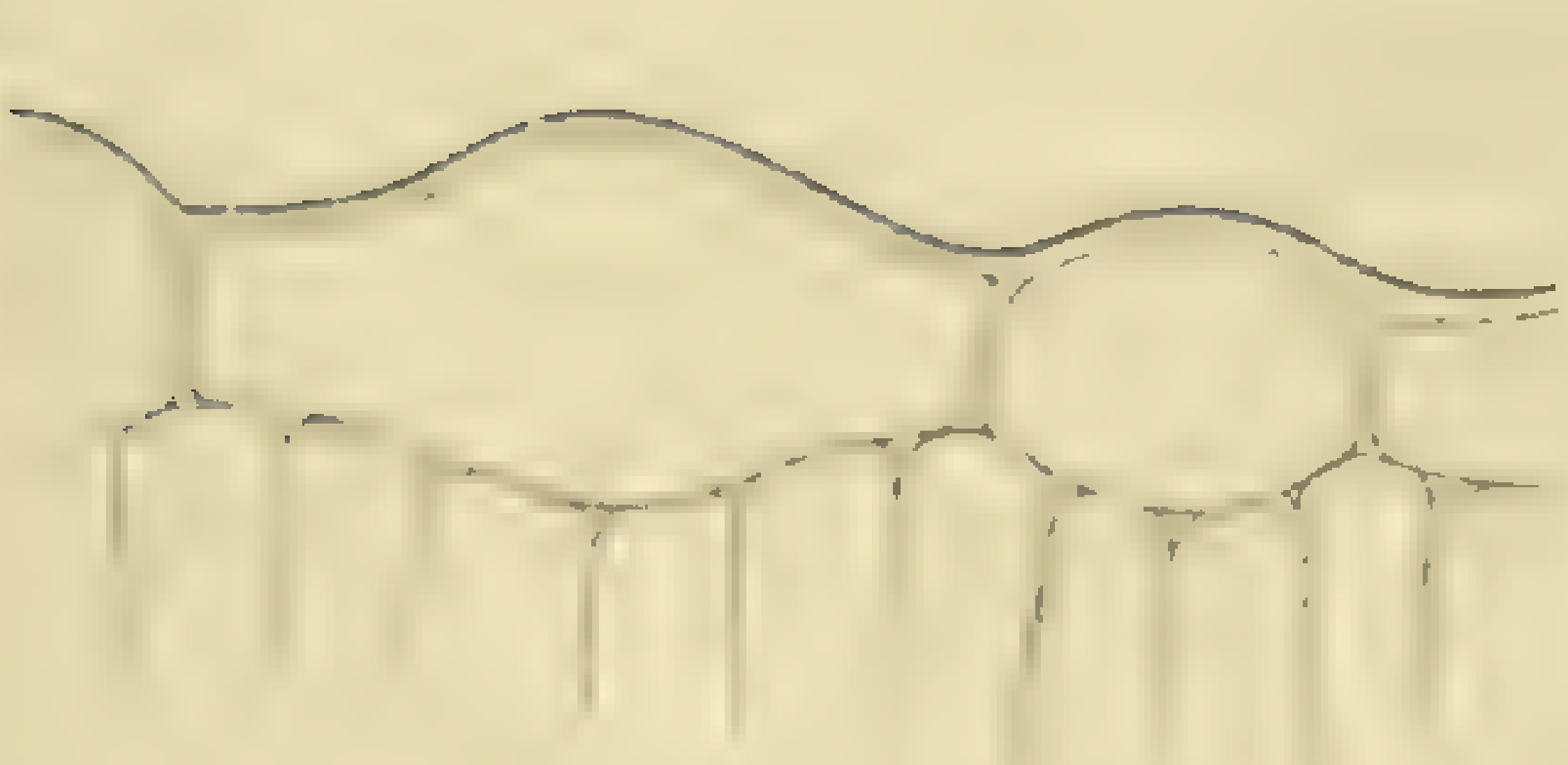
3



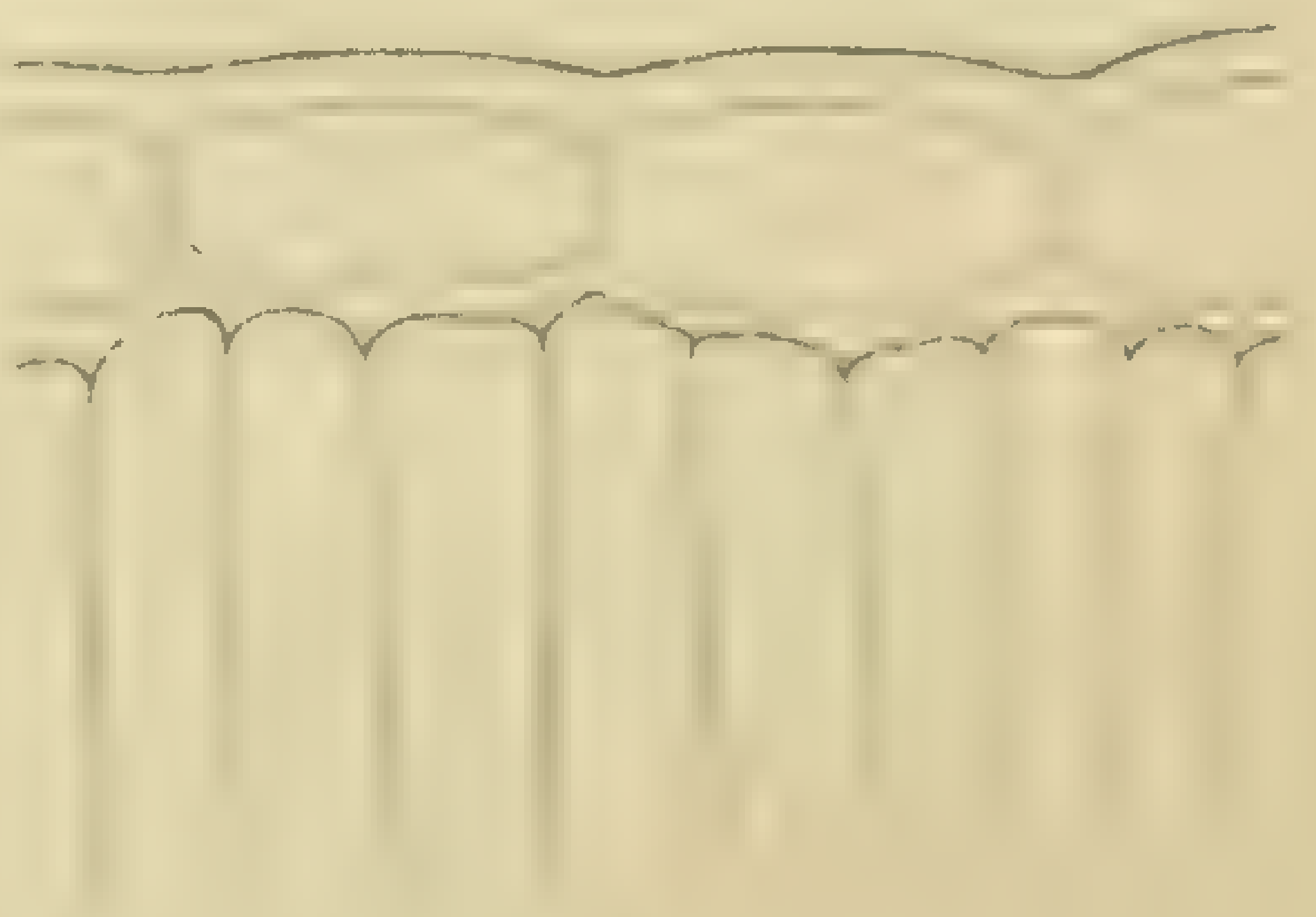
4



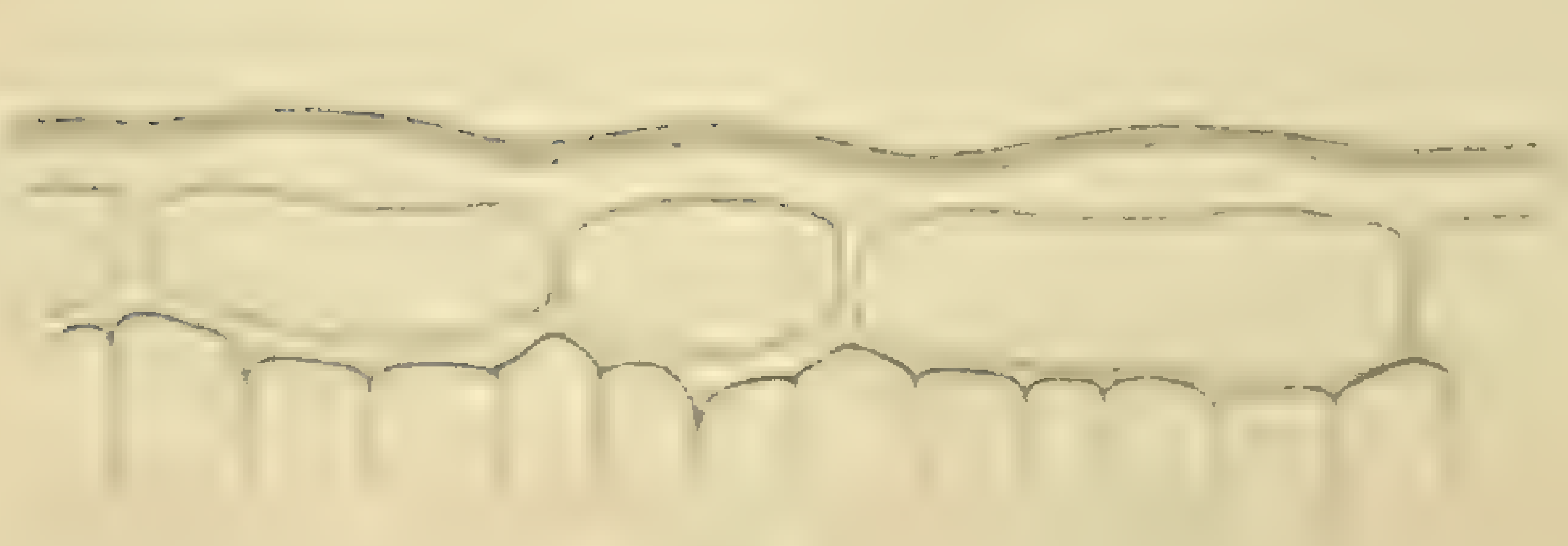
5



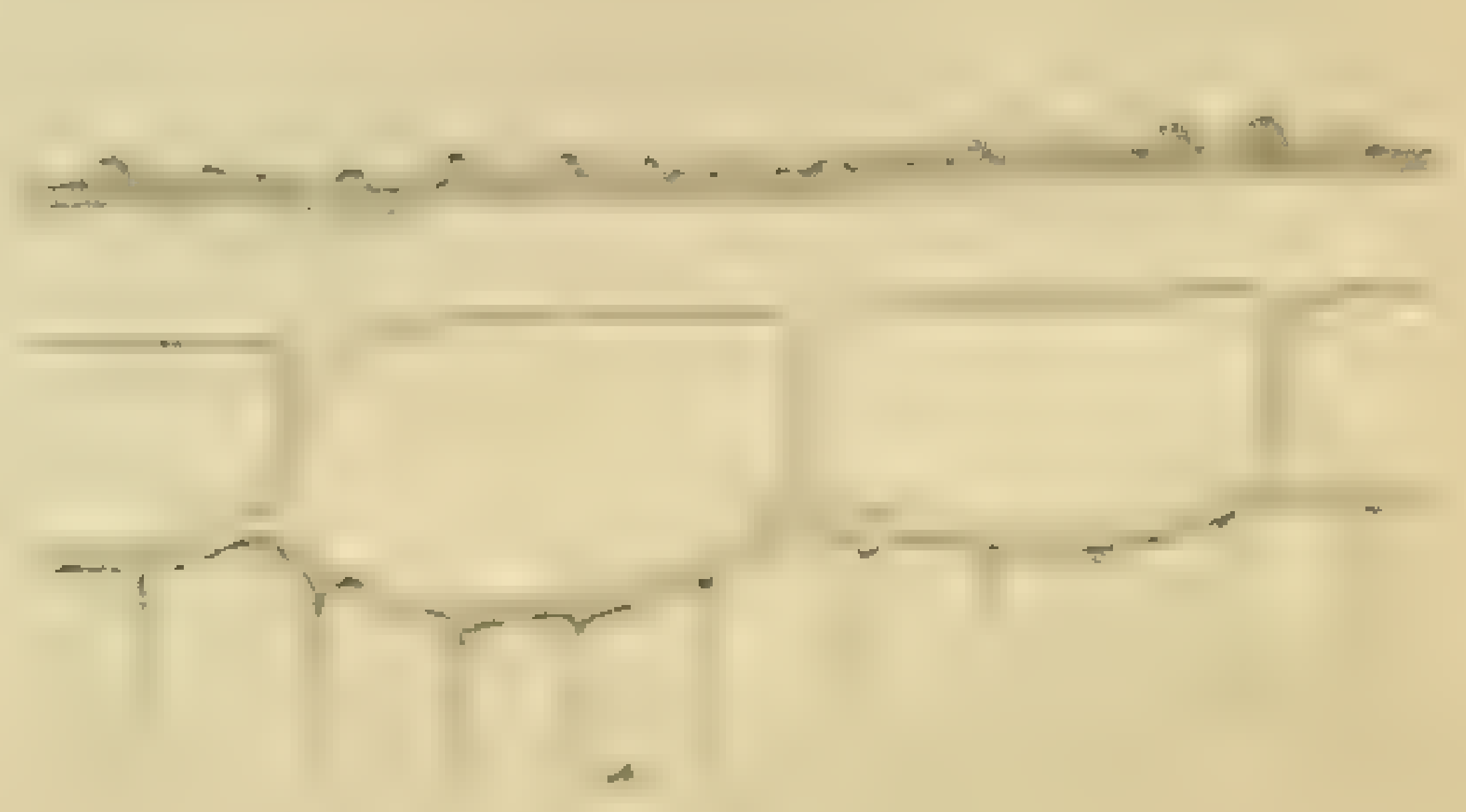
6



7



8



9

Neue Erscheinungen aus dem Verlag von

Gebrüder Borntraeger.
Berlin SW 11 . . . .
Grossbeeren-Strasse 9

Beiträge zur Naturdenkmalpflege

herausgegeben von **Professor Dr. Conwentz.** Heft 2: Bericht über die Staatliche Naturdenkmalpflege in Preussen im Jahre 1907 vom Herausgeber. Einzelpreis 1 M. 80 Pf., Subskriptionspreis (bei Abnahme der ganzen Folge eines Bandes) 1 M. 50 Pf.

Zeitschrift für induktive Abstammungs- und Vererbungslehre

herausgegeben von **C. Correns** (Leipzig), **V. Haecker** (Stuttgart), **G. Steinmann** (Bonn), **R. von Wettstein** (Wien), redigiert von **Dr. E. Baur,** Privatdozenten in Berlin. — Erscheint in zwanglosen Heften, die zu Bänden formiert werden. Preis des Bandes 20 M. — Probehefte gratis und franko.

Flora von Steiermark.

Eine systematische Bearbeitung der im Herzogtum Steiermark wildwachsenden oder im grossen gebauten Farn- und Blütenpflanzen nebst einer pflanzengeographischen Schilderung des Landes von **Dr. August von Hayek,** Privatdozenten an der Universität Wien. Band I Heft 1—3 sind erschienen. Subskriptionspreis 9 M.

Erscheint in etwa 18 Lieferungen zu je 5 Druckbogen. Der Subskriptionspreis des Druckbogens beträgt 60 Pf.

Thesaurus litteraturae mycologicae et lichenologicae

ratione habita praecipue omnium quae adhuc scripta sunt de mycologia applicata quem congesserunt **G. Lindau** et **P. Sydow.** Volumen primum complectens enumerationem alphabeticam autorum A—L. Geheftet 72 M.

Ausführliche Prospekte gratis und franko.

Druck von A. W. Hayn's Erben, Berlin SW 68.

BAND XXVI a. JAHRGANG 1908. HEFT 8.

BERICHTE

DER

DEUTSCHEN

BOTANISCHEN GESELLSCHAFT.

GEGRÜNDET AM 17. SEPTEMBER 1882

SECHSUNDZWANZIGSTER JAHRGANG.

HEFT 8.

(MIT TAFEL X—XI.)

AUSGEGEBEN AM 26. NOVEMBER 1908.

BERLIN,
GEBRÜDER BORNTRAEGER.
1908.

Inhaltsangabe zu Heft 8.

Seite

Sitzung vom 30. Oktober 1908 521

Mitteilungen:

60. A. Engler und K. Krause: Über die Lebensweise von Viscum minimum Harvey. (Mit Tafel X und 2 Abbildungen im Text.) 524
61. R. Ewert-Proskau: Die Parthenokarpie der Stachelbeere. (Vorläufige Mitteilung.) 531
62. Werner Magnus: Weitere Ergebnisse der Serum-Diagnostik für die theoretische und angewandte Botanik 532
63. F. Brand: Weitere Bemerkungen über Porphyridium cruentum (Ag.) Naeg. 540
64. Hans Pringsheim: Zur Regeneration des Stickstoffbindungsvermögens von Clostridien 547
65. Jakob Modilewski: Zur Embryobildung von Gunnera chilensis. (Mit Doppeltafel XI.) 550
66. Ernst Pringsheim jun.: Über die Herstellung von Gelbfiltern und ihre Verwendung zu Versuchen mit lichtreizbaren Organismen. (Mit 4 Textfiguren.) 556
67. S. Kostytschew: Über den Zusammenhang der Sauerstoffatmung der Samenpflanzen mit der Alkoholgärung. (Vorläufige Mitteilung.) 565
68. Adolf Sperlich: Ist bei grünen Rhinanthaceen ein von einem pflanzlichen Organismus ausgehender äußerer Keimungsreiz nachweisbar? 574
69. Friedrich Hildebrand: Über zwei eigentümliche Blüten einer Knollenbegonie. (Mit einer Abbildung im Text.) . 588
70. Friedrich Hildebrand: Über Sämlinge von Cytisus Adamii 590
71. Hans Winkler: Solanum tubingense, ein echter Pfropfbastard zwischen Tomate und Nachtschatten. (Mit 2 Abbildungen im Text.) 595
72. J. M. Geerts: Beiträge zur Kenntnis der cytologischen Entwicklung von Oenothera Lamarckiana 608
73. Bruno Schröder: Neue und seltene Bacillariaceen aus dem Plankton der Adria. (Mit 1 Abbildung im Text.) . 615
74. J. Grüß: Kapillaranalyse einiger Enzyme 618
75. J. Grüß: Hydrogenase oder Reduktase? 627
76. Wilhelm Kinzel: Lichtkeimung. Einige bestätigende und ergänzende Bemerkungen zu den vorläufigen Mitteilungen von 1907 und 1908. (Mit 2 Abbildungen im Text.) 631

Nächste Sitzung der Gesellschaft:

Freitag, den 27. November 1908,

abends **7** Uhr.

im Hörsaale des Schwendener'schen Instituts in Berlin NW,

Dorotheenstraße 5. I.

Die Dezembersitzung findet des Weihnachtsfestes wegen bereits am **Montag, den 21. Dezember** statt.

Sitzung vom 30. Oktober 1908.

Vorsitzender: Herr A. ENGLER.

Der Vorsitzende macht Mitteilung von dem schweren Verlust, den die Gesellschaft durch den am 12. August erfolgten Tod unseres ordentlichen Mitgliedes, des Herrn

Professor Dr. **E. Loew**

in Berlin erlitten hat. Die Anwesenden ehren das Andenken an den Verstorbenen durch Erheben von ihren Sitzen.

Als ordentliche Mitglieder sind vorgeschlagen die Herren:

Harster, Richard, Assistent am botan. Institut der technischen Hochschule in **München** (durch K. GIESENHAGEN und G. HEGI).

Wissmann, Apotheker in **Straßburg i. E.** (durch L. JOST und E. HANNIG).

Zeijlstra Fzn., H. H., Assistent am Dept. van Landbouw in Buitenzorg (durch M. TREUB und G. TISCHLER).

Wahl, Dr. **Carl von,** in **Grötzingen** in **Baden,** Großherzgl. Badische Landwirtschaftl. Versuchsanstalt **Augustenberg** (durch J. BEHRENS und W. RUHLAND).

Matthiesen, Dr., Redaktör des Tropenpflanzer in **Berlin** (durch O. APPEL und W. WÄCHTER).

Menzel, Dr. med. **Paul,** Sanitätsrat in **Dresden,** Mathildenstr. 46. I (durch O. DRUDE und F. W. NEGER).

Simon, Dr. **Joseph,** 1. Assistent am Kgl. botan. Garten in **Dresden** (durch O. DRUDE und F. W. NEGER).

Naumann, Dr. **Arno,** Dozent für Botanik an der tierärztlichen Hochschule, Assistent am K. botan. Garten und Lehrer für Botanik an der Gartenbauschule zu **Dresden-Laubegast** (durch O. DRUDE und B. SCHORLER).

Schwede, Dr. **Richard,** Assistent am botan. Laboratorium der K. technischen Hochschule in **Dresden** (durch O. DRUDE und B. SCHORLER).

Muschler, Dr. in **Steglitz** (durch A. ENGLER und E. GILG).

Zu ordentlichen Mitgliedern sind proklamiert die Herren:

Scholl, Emil, in **Wien.**
Kornauth, Dr. in **Wien.**

In herkömmlicher Weise fanden in dieser Sitzung die Wahl des Berliner Vorstandes und der Redaktionskommission für das Jahr 1909 statt. Es wurden gewählt:

Herr **L. Kny** zum ersten Vorsitzenden,
„ **A. Engler** zum ersten Stellvertreter,
„ **O. Reinhardt** zum zweiten Stellvertreter,
„ **H. Fischer** zum ersten Schriftführer,
„ **E. Koehne** zum zweiten Schriftführer,
„ **G. Lindau** zum dritten Schriftführer,
„ **O. Appel** zum Schatzmeister,
„ **P. Ascherson**
„ **E. Gilg**
„ **R. Kolkwitz** } zu Mitgliedern der Redaktionskommission.

Als Sekretär wird Herr **W. Wächter** die Geschäfte der Gesellschaft fortführen.

Ferner wurde zum ersten Male die Wahl der in § 19, 2 der neuen Satzungen vorgesehenen, aus fünf Mitgliedern bestehenden Kommission zur Vorbereitung der Wahlen und der Generalversammlung vorgenommen. Es wurden gewählt die Herren: **J. Behrens, R. Kolkwitz, J. Urban, G. Volkens** und **A. Weisse.**

Da Herr **Urban** die Wahl ablehnte, muss in der nächsten Sitzung eine Ersatzwahl stattfinden.

Anläßlich der Feier des 80. Geburtstages unseres Ehrenmitgliedes Herrn Dr. E. BORNET in Paris wurde dem Jubilar folgendes Glückwunschschreiben übersandt:

Hochgeehrter Herr Doktor!

Der Vorstand der Deutschen botanischen Gesellschaft hat zu seinem Bedauern sehr verspätet Kenntnis davon erhalten, daß Sie am 2. September d. J. Ihr 80. Lebensjahr vollendet haben. Wenn wir nun auch fürchten müssen, die Letzten unter den Gratulanten zu sein, so wollen wir doch nicht versäumen, Ihnen, der seit vielen Jahren als Ehrenmitglied mit unserer Gesellschaft eng verbunden ist, die herzlichsten Glückwünsche zu diesem seltenen Feste auszusprechen. Für den Gelehrten ist die Erreichung eines hohen

Alters nur dann ein Glück, wenn es ihm vergönnt ist, auf ein Leben rastloser Arbeit und erfolgreichen Forschens zurückzublicken. Ihnen, hochverehrter Herr, ist dieses Glück in hohem Maße zuteil geworden. Möge es Ihnen noch viele Jahre erhalten bleiben!

Der Vorstand der Deutschen botanischen Gesellschaft.

S. SCHWENDENER. O. DRUDE.
A. ENGLER. L. KNY. O. REINHARDT.
H. FISCHER. E. KOEHNE. G. LINDAU.
O. APPEL.

Ferner übersandte der Vorstand Herrn Geh. Hofrat Prof. Dr. F. HILDEBRAND in Freiburg i. Br. zur Feier seines 50 jährigen Doktor-Jubiläums ein Glückwunschschreiben:

Hochgeehrter Herr Geheimrat!

Am 30. Juli d. J. haben Sie Ihr 50 jähriges Doktor-Jubiläum gefeiert. Das halbe Jahrhundert wissenschaftlicher Arbeit, auf welches Sie zurückblicken, war reich an Erfolgen als Lehrer und Forscher. Besonders das Gebiet der Blütenbiologie haben Sie in unermüdlicher Arbeit durch zahlreiche wichtige Tatsachen bereichert. Ihr Name steht in dessen Geschichte mit goldenen Lettern eingetragen. Als Vertreter der Deutschen botanischen Gesellschaft sind wir Ihnen zu ganz besonderem Danke dafür verpflichtet, daß Sie bis in die letzte Zeit zahlreiche Ergebnisse Ihrer Untersuchungen unseren „Berichten“ zur Veröffentlichung anvertraut haben.

Möge es Ihnen, hochverehrter Herr Kollege, vergönnt sein, sich noch viele Jahre unveränderter Rüstigkeit und Schaffensfreudigkeit zu erfreuen!

Der Vorstand der Deutschen botanischen Gesellschaft.

S. SCHWENDENER, O. DRUDE.
A. ENGLER. L. KNY. O. REINHARDT.
H. FISCHER. E. KOEHNE. G. LINDAU.
O. APPEL.

Mitteilungen.

60. A. Engler und K. Krause: Über die Lebensweise von Viscum minimum Harvey.

(Mit Taf. X und 2 Abbildungen im Text.)

(Eingegangen am 6. August 1908.)

Durch die Freundlichkeit des Herrn J. L. DRÈGE in Port Elisabeth, Neffen des verdienten Erforschers der kapländischen Flora, J. F. DRÈGE, erhielt ich die in Fig. 1 reproduzierte Photographie einer von *Viscum minimum* Harvey befallenen *Euphorbia polygona* Haw. und später auf meinen Wunsch auch ein lebendes Exemplar der Wirtspflanze mit dem Parasiten, sowie in Alkohol konservierte Stammstücke derselben, an denen das Verhalten des Parasiten festgestellt werden konnte. Die Untersuchung habe ich dann mit dem Assistenten Herrn Dr. KRAUSE gemeinsam ausgeführt.

Die Gattung *Viscum* ist in Afrika besonders artenreich und zeigt mancherlei interessante Verschiedenheiten im Verhalten der Vegetationsorgane und in der Verteilung der Geschlechter. Die meisten Arten gehören in die Sektion *Botryoviscum* Engl., deren Achsen sich racemös verzweigen und in den Achseln der laubigen oder schuppenförmigen Blätter Blütentriaden oder Einzelblüten tragen und teils aufrechte, teils hängende Büsche bilden, welche letzteren oft über 1 m Länge erreichen. (*Viscum elegans* Engl. in Usambara.)

Nur wenige Arten (*Euviscum* Engl.) zeigen vorherrschend gabelige Verzweigung wie unser *Viscum album.* Zu diesen gehört auch die kleinste Art der Gattung, das hier zu besprechende *Viscum minimum* Harv. Die Sprosse treten, wie die Abbildungen Fig. 1 und Fig. 2*A* zeigen, vorzugsweise in den Furchen des Stammes auf; die primäre Achse ist höchstens 1 mm lang und trägt 2—3 dichtgedrängte Paare 1 mm breiter, aber nur 0,5 mm langer, halbeiförmiger Schuppenblätter, aus deren Achseln abstehende sekundäre Sprosse entspringen, welche meist nur ein Blattpaar und zwei Blüten tragen. Es standen nur weibliche Exemplare zur

Verfügung. Die Blüten haben einen nur 1 mm langen Stiel und entwickeln sich zu etwa 8 mm langen, 5—6 mm dicken, eiförmigen roten Früchten, welche wegen der Kürze der Sprößchen dicht gedrängt zusammenstehen. Die Früchte zeigen am Scheitel die dreieckigen Enden der 4 Perigonblätter, welche in das die Hauptmasse der Halbfrucht ausmachende Receptaculum übergehen (Fig. 2 J—Q). Auch fanden sich an der uns zugegangenen *Euphorbia* zwei Keimpflanzen des *Viscum*, welche das übliche Verhalten aller keimenden Loranthaceen zeigten (Fig. 2 *A*).

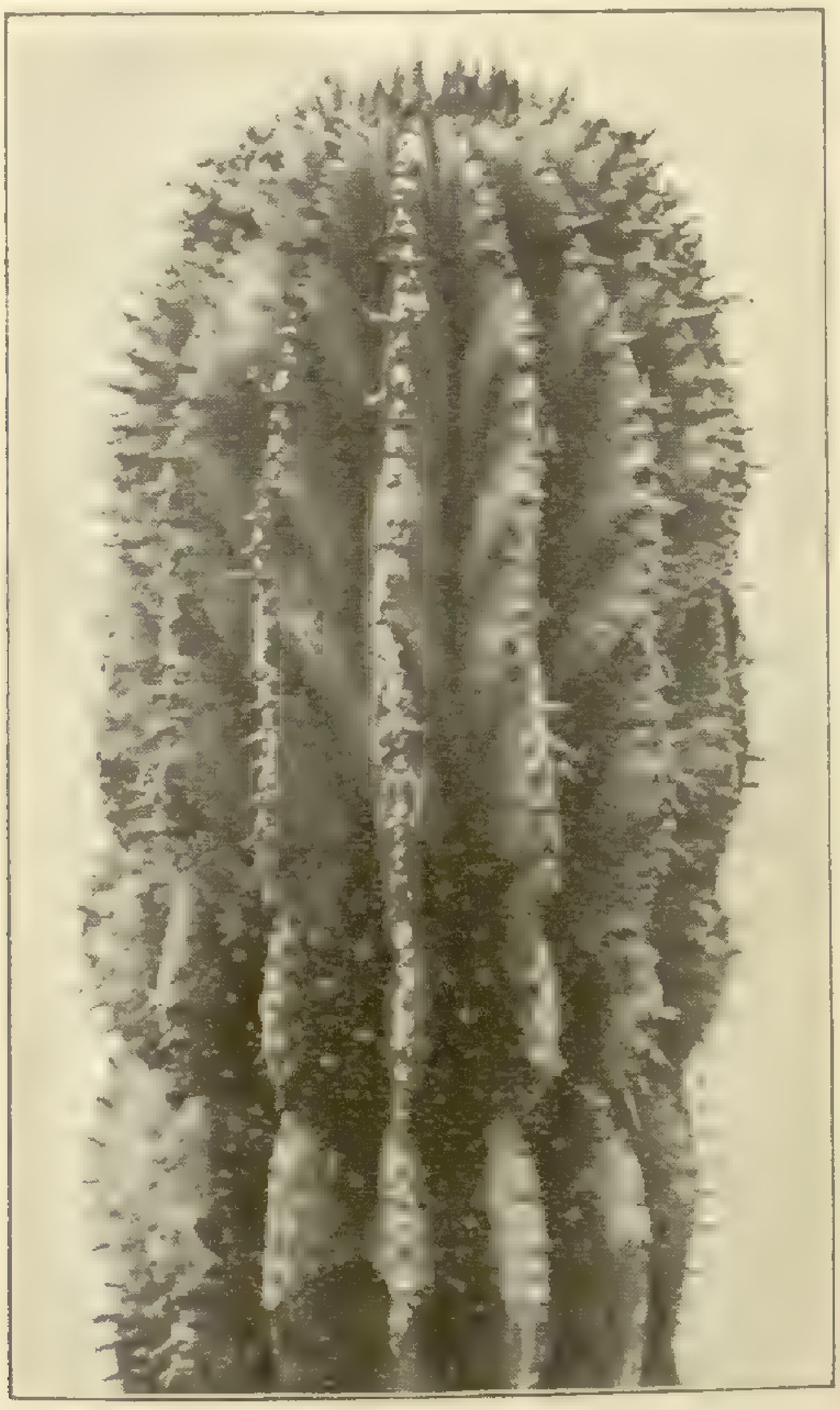


Fig. 1. Stück einer *Euphorbia polygona* Harv. mit *Viscum minimum* Harv. $^1/_2$ n. Gr.

Uns interessierte nun namentlich der Verlauf und die Struktur der Saugstränge im Innern der *Euphorbia*. Dieselben sind kaum 1 mm dick und verlaufen in dem parenchymatischen Grundgewebe, welches unter den Furchen des Stammes 1—1,5 cm mächtig ist, sehr unregelmäßig, bald unverzweigt, bald sich verzweigend (Fig. 2 *B*, *C*, *D*), bald ziemlich geradlinig, bald in unregelmäßigen Windungen nach dem Cambium und dem Holzring zu; hier durchbrechen sie die breiteren Markstrahlen und wachsen im Mark weiter, ebenfalls sich hin und her windend, hier und da auch verzweigend. Bisweilen sieht man auch, daß sie am Außenrande des Holzkörpers

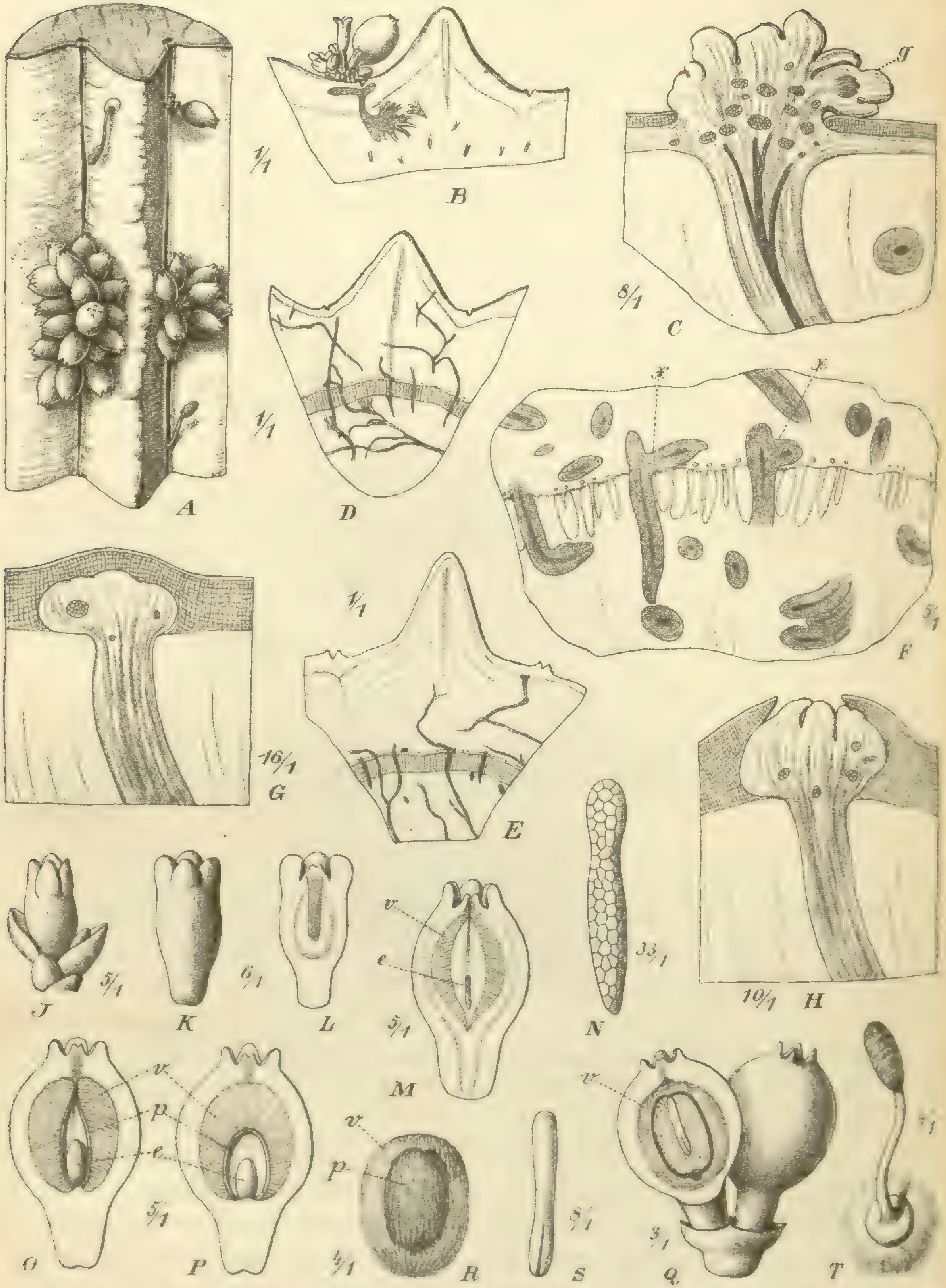

1/1
B
g
8/1
C
A
1/1
D
x
x
5/1
F
1/1
16/1
G
E
33/1
N
10/1
H
5/1
J
6/1
K
L
v
e
5/1
M
v
p
e
5/1
O
P
v
p
4/1
R
8/1
S
v
3/1
Q
T
7/1

Fig. 2. *A* Stück der *Euphorbia polygona* Harv. mit *Viscum minimum* Harv., oben und unten eine Keimpflanze. *B* Querschnitt der *Euphorbia* mit einem Sproß des *Viscum*, mit einem großen sich verbreiternden Saugstrang und mehreren kleineren Stücken von Saugsträngen. *C* Schnitt durch einen von innen herausgewachsenen Sproß und durch das Tracheidenbündel des Saugstranges, unter der Korkschicht der *Euphorbia* seitliche Auszweigungen, außerhalb derhorizontal abgehende Äste bilden, welche Cambium und Leptom verdrängen (Fig. 2 *F x*). Wie die Stränge nach allen Richtungen verlaufen, ergibt sich namentlich aus der Ansicht von Fig. 2 F, wo ein Querschnitt durch den Stamm der *Euphorbia* die Stränge teils längs, teils quer durchschnitten hat. Wir bemühten uns aber auch, zu konstatieren, ob von den in der Rinde verlaufenden Strängen Äste nach außen abgehen und neue Vegetationspunkte bilden. Dies konnten wir auch in einigen Fällen konstatieren. In Fig. 2*G* haben wir den Fall, wo ein solcher Strang in die Korkschicht der *Euphorbia* gelangt ist und in derselben am Ende knopfförmig anschwillt, den Kork verdrängend. Ein weiter vorgeschrittenes Stadium zeigt Fig. 2*H*, wo der angeschwollene Scheitel des Stranges die Korkschicht gesprengt und in Lappen geteilt hat. Ein noch weiter vorgeschrittenes Stadium haben wir in Fig. 2*C*. Hier haben sich unter dem Kork Seitenstränge gebildet und außerhalb desselben sind mehrere Höcker sichtbar, von denen einer sich zu einer Knospe *g* mit jungen Blattanlagen entwickelt hat.

Die Saugstränge bestehen, abgesehen von dem zentralen aus Spiraltracheïden zusammengesetzten Hadrombündel (Taf. X. Fig. *D*, *E*, *F*), nur aus gleichartigen, dünnwandigen, parenchymatischen Zellen, welche etwa zweimal so lang als breit sind, einen großen Zellkern und reichlich kugelige Stärkekörner sowie gelbes Öl enthalten. Von Leptom ist keine Spur vorhanden. Das Hadrom tritt mit demjenigen der Wirtspflanze nirgends in Verbindung, vielmehr empfängt es die von ihm zu leitende Flüssigkeit durch Vermittlung des das Hadrom umgebenden Parenchyms aus dem Grundgewebe der Wirtspflanze. Wenn Schnitte der von den *Viscum*-Strängen

---

selben eine Knospe *g*, in dem angeschwollenen Teil des Sprosses Gruppen von Steinzellen; rechts vom Saugstrang ein anderer im Querschnitt. *D*, *E* Stücke der *Euphorbia* im Querschnitt mit zahlreichen nach allen Richtungen verlaufenden und sich verzweigenden Saugsträngen, dieselben auch den Holzzylinder durchbrechend und in das Mark eindringend. Die helleren Partien sind Leitbündel der *Euphorbia*. *F* Teil des Bündelringes von *Euphorbia* vergr., zeigt, wie die Stränge durch die Markstrahlen vordringen, bei *x* Verzweigungen der Stränge in der Nachbarschaft des Cambiums. *G* Vordringen eines am Ende anschwellenden Saugstranges in die Korkschicht der *Euphorbia*. *H* ein ebensolcher Strang die Korkschicht sprengend und Knospen bildend. *I* Sprößchen mit einer ♀ Blüte. *K* Junge ♀ Blüte. *L* Ebensolche im Längsschnitt. *M* Junge „Frucht“ mit Embryo (*e*) und Viscinschicht (*v*). *N* Junger Embryo. *O*, *P* Längsschnitte einer jungen „Frucht“. *v* die der Blütenachse angehörende Viscinschicht, *p* die eigentliche Fruchtwandung. *e* der Embryo. *Q* Zwei reife „Früchte“, davon die eine im Längsschnitt, mit Endosperm. *R* Viscinschicht mit der eingeschlossenen Frucht. *S* Fertiger Embryo. *T* Keimling mit Haftscheibe.

durchzogenen *Euphorbia* mit Jod behandelt werden, heben die tiefblauen Stränge sich sehr scharf von dem Gewebe der Wirtspflanze ab, in welcher die Zellen des Grundgewebes auch etwa zehnmal größer sind als die der Saugstränge. In den angeschwollenen Enden der die Korkschicht durchbrechenden Saugstränge verzweigen sich die Hadromstränge etwas und dann finden wir in denselben Nester von Sklerenchymzellen zerstreut. Die Epidermiszellen sind an den Außenwänden schwach kutikularisiert.

Die Blütenteile verhalten sich so wie bei den übrigen Arten der Gattung und finden ihre Erläuterung in der Figurenerklärung. Bei dieser Gelegenheit möchten wir auf einen Irrtum hinweisen, der sich in der Erklärung zu der von Frhr. von TUBEUF herausgegebenen Demonstrationstafel von *Viscum album* findet. Hier ist S. 9 bei Fig. 5 eine gänzlich unrichtige, von WILLKOMM übernommene Auffassung der weiblichen Blüte von *Viscum* vorgetragen, eine Samenanlage mit einem Integument angenommen, während es tatsächlich gar nicht zur Ausgliederung einer Samenanlage kommt und die Embryosäcke in dem einen soliden homogenen Körper darstellenden synkarpen Gynaeceum entstehen. (Vgl. die aus den Arbeiten von TREUB und JOST übernommenen Figuren in ENGLER und PRANTL, Nat. Pflanzenfam. III, 1, S. 172 Fig. 119.)

Sehr auffallend ist es, daß nur in dem extramatrikalen Teil der Pflanze einige Chlorophyllkörner zu finden sind, welche meist von einem Stärkekorn fast ganz ausgefüllt werden, daß dagegen in den Saugsträngen nur Stärke und gelbliches Öl angetroffen werden. Dies ist nicht bloß bei dem Exemplar der Fall, welches in noch halb lebendem Zustande hier ankam, sondern auch bei den in Alkohol konservierten Stammstücken der *Euphorbia* sind die Zellen der *Viscum*-Stränge nur mit kugeligen Stärkekörnern vollgepfropft wie diejenigen irgendeines Reservestoffbehälters. (Der Deutlichkeit halber sind in Fig. *A* und *F* der Tafel die Zellen viel ärmer an Stärke dargestellt, als es wirklich der Fall ist.) Bei *Viscum album* fanden wir auch in den Saugsträngen Chlorophyllkörner mit Stärke, aber nur wenig. Daher können wir uns nicht der Annahme verschließen, daß die Stärke in den Saugsträngen des *Viscum minimum* zum größten Teil aus dem chlorophyllhaltigen und stärkeführenden Gewebe der *Euphorbia polygona* stammt, welches bis nahe an die Leitbündel derselben reicht. Da die dünnwandigen Zellen der *Viscum*-Stränge sich dicht an die dünnwandigen Zellen der *Euphorbia* anschließen, so ist es sehr wohl möglich, daß aus den letzteren Stärke in die ersteren hinüberwandert und sich dort niederschlägt.

Es lag nahe, die Lebensverhältnisse unseres *Viscum* mit denen des auf *Cereus chilensis* vorkommenden *Phrygilanthus aphyllus* (Miers) Eichler zu vergleichen, über welchen C. REICHE[1]) vor einigen Jahren eine längere Mitteilung veröffentlicht hat. Die letztere ist eine viel größere Pflanze, deren extramatrikale Zweige einige cm bis 2 dm lang werden, deren intramatrikale Stränge bis 2 mm dick und vollkommene Gefäßbündel mit Hadrom und Leptom besitzen (REICHE a. a. O. S. 289, 290). Bei unserem *Viscum* dagegen sind die Leitbündel erheblich reduziert, aber eine Übereinstimmung beider Arten zeigt sich darin, daß bei beiden die Äste der Saugstränge sich zu Maschen vereinigen und die Saugstränge nach außen hervortretend Adventivsprosse bilden. Über den Zellinhalt der Saugstränge von *Phrygilanthus aphyllus* macht REICHE leider gar keine Angaben, und das uns zugängliche Material dieser Art ist durchweg extramatrikal. Daß wir in *Viscum minimum* eine ausgezeichnete Anpassungsform vor uns haben, ist einleuchtend. Daß die Loranthoideen in ihrer vegetativen Entwicklung sehr mit den Holzgewächsen ihrer Umgebung harmonieren, ist schon in den Nat. Pflanzenfam. hervorgehoben worden, das zeigt auch der Vergleich der afrikanischen Arten aus den Regenwäldern, der Steppe und der Wüste, ebenso der Vergleich der südamerikanischen Formen, und dies erklärt sich auch daraus, daß sie von der Wirtspflanze, welche ihnen meist nur als Träger und Lieferant des Bodenwassers dient, in geringem Grade abhängig sind, ihre Assimilationstätigkeit und Sproßentwicklung vorzugsweise durch die klimatischen Verhältnisse der Formation bedingt wird, welcher die Wirtspflanze angehört. Bei der Gattung *Viscum*, deren Arten im Innern der Wirtspflanze weithin reichende Saugstränge entwickeln, ist die Abhängigkeit von dieser selbst wohl größer; zugleich wird auch, wie die von unserem *Viscum album* befallenen Bäume zeigen, die Wirtspflanze mehr durch den Parasiten geschädigt als durch einen nur an einer Stelle aufsitzenden *Loranthus*.

Großblättrige Arten von *Viscum* finden sich im tropischen Afrika nur in Regenwäldern; aber in Ostafrika kommen in solchen auch Arten mit zu Schuppen reduzierten Blättern vor, allerdings mit langen stielrunden (*V. tenue* Engl.) oder flachen (*V. elegans* Engl.) grünen, assimilierenden Internodien, und in den von Nebel befeuchteten Bergwäldern Ceylons (*V. moniliforme* Thwaites), wie auch im nördlichen Neu-Seeland (*V. salicornioides* A. Cunn.) sehen wir ebenfalls schuppenblättrige kleine Arten, welche habituell an *Arceuthobium oxycedri* erinnern. Demnach ist die Reduktion der Blattspreiten hier schwerlich auf den Einfluß trockenen Klimas zurückzuführen; aber in trockenen Gebieten Südafrikas finden wir mehr Arten mit solchen schuppenförmigen Blättern oder andere mit sehr dicken kleinen, verkehrt-eiförmigen oder eilanzettlichen Blättern. Der schuppenblättrige Typus konnte in den trockenen Teilen Afrikas sich erhalten und weiter entwickeln. Hauptsächlich zeigt sich der Einfluß der langen Trockenzeit Südafrikas in der Verkürzung der Internodien, und diese mit Einschränkung der Verzweigung erreicht ihren höchsten Grad bei *Viscum minimum*. Während die auf Bäumen und Sträuchern wachsenden Arten ihre Saugstränge nur zwischen dem mechanischen Gewebe und dem Holzkörper parallel zur Längsachse der Zweige entwickeln können, finden die Saugstränge des *Viscum minimum* in dem umfangreichen, lockeren Parenchym der *Euphorbia* wie auch die des *Phrygilanthus aphyllus* im Parenchym des *Cereus* nur wenig Widerstand; sie können sich daher nach allen Richtungen verzweigen und die Assimilate der *Euphorbia* aufnehmen; sie erhalten so genügend Material zur Entwicklung neuer Sprosse an den Enden der die Korkschicht durchbrechenden Abzweigungen der Saugstränge. *Viscum minimum* ist in viel höherem Grade parasitisch als alle anderen Arten der Gattung.

---

[1]) C. REICHE, Bau und Leben der chilenischen Loranthacee *Phrygilanthus aphyllus*. — Flora, 93. Band (1904) 271—297.

Erklärung der Tafel X.

A. Ende eines Saugstranges, umgeben von dem Chlorophyll (chl), Öl (o) und Stärke (a) enthaltenden Parenchym der *Euphorbia*.

B. Ein Saugstrang aus dem in Fig. 2 *F* abgebildeten Querschnitt, einen Markstrahl der *Euphorbia* durchbrechend; der Zellinhalt ist weggelassen.

C. Ein in der Rinde der *Euphorbia* sich stark verzweigender Saugstrang: bei *m* Milchsaftschläuche.

D. Strangpartien des *Viscum* in der Rinde der *Euphorbia*, die Tracheïdenbündel zeigend.

E. Längsschnitt eines Saugstranges, stärker vergrößert.

F. Saugstrang im Querschnitt, umgeben von dem Chlorophyll (chl), Öl (o) und Stärke (a) enthaltenden Rindengewebe der *Euphorbia*.

61. R. Ewert-Proskau: Die Parthenokarpie der Stachelbeere.

(Vorläufige Mitteilung.)

(Eingegangen am 7. August 1908.)

Gelegentlich meiner Untersuchungen über die Blütenbiologie der Stachelbeere habe ich an einer Reihe von Stachelbeersorten festzustellen gesucht, ob dieser Fruchtstrauch ein ähnliches Fruchtungsvermögen wie der Apfel und die Birne besitzt. Bei Ausschluß jeder Bestäubung zeigten indessen die Fruchtknoten stets nur eine geringe Schwellung und erreichten im besten Falle wenig über Erbsengröße. In diesem Sommer (1908) fand ich indessen an einem Zweige eines gegen Insektenbesuch geschützten, hochstämmig gezogenen Bäumchens der Grünen Flaschenbeere, an dessen sämtlichen Blüten Staubgefäße und Narben[1]) vor dem Aufbrechen derselben weggenommen waren, eine Frucht vor, die im Vergleich zu anderen normal entstandenen Beeren etwa Mittelgröße erreicht hatte und 1,8 g wog. Beim Durchschneiden derselben zeigte es sich, daß sich die Samenanlagen ähnlich wie bei den kleinen unvollkommenen Jungfernfrüchten nicht entwickelt hatten und somit die Frucht vollkommen kernlos war. Dort, wo bei einer normal entstandenen Frucht die Kerne in einer schleimigen Masse, dem Produkt des Nabelstranges, eingebettet liegen, befand sich bei dieser Jungfernfrucht ein Hohlraum. Letztere war übrigens, ihrer gelben Farbe nach zu schließen, überreif und zwar zu einer Zeit, in der die kernhaltigen Beeren der gleichen Sorte noch grün waren.

Warum gerade an einem Zweige meines Versuchsbäumchens sich eine kernlose Frucht von normaler Größe gebildet hatte, erschien zu Anfang rätselhaft. Bei näherer Untersuchung stellte es sich indessen heraus, daß der betreffende Zweig geknickt war und die die organischen Säfte leitenden Teile der sekundären Rinde fast vollständig zerstört waren, während der Holzteil wohl zum Teil etwas verbogen war, im ganzen aber nur wenig gelitten hatte. Die Knickung des Zweiges hatte somit die Wirkung einer Ringelwunde und mußte es daher in dem oberhalb der Bruchstelle befindlichen Zweigteile zu einer Stauung der Assimilationsprodukte kommen. Die organischen Säfte, die sonst aus korrelativen Gründen nach anderen Verbrauchsorten wandern, konnten jetzt zur besseren Entwicklung der jungen Jungfernfrucht verwandt werden.

---

[1]) Eine Regeneration der Narbe, wie ich sie beim Pfirsich festgestellt habe, konnte ich bei der Stachelbeere bisher nicht beobachten.

Da wir eine entsprechende Zweigverletzung, die im vorliegenden Falle eine zufällige war, ja jederzeit künstlich herbeizuführen vermögen, so sehen wir, daß man durch einen kleinen Eingriff die Natur zwingen kann, vollständig aus ihrem gewohnten Geleise herauszugehen. Denn, da bei der Stachelbeere im Gegensatz zu den Obstbäumen (Apfel und Birne) die Eigenbestäubung von fast der gleichen Wirkung wie die Fremdbestäubung ist, so entsteht unter natürlichen Verhältnissen nie eine Frucht ohne Befruchtung resp. ohne Kerne. Die Eigenart der beschriebenen Erscheinung besteht also vornehmlich darin, daß der Einfluß der Befruchtung auf die Fruchtbildung durch eine Korrektur der physiologischen Ernährungsvorgänge ersetzt werden kann.

---

62. Werner Magnus: Weitere Ergebnisse der Serum-Diagnostik für die theoretische und angewandte Botanik.

(Eingegangen am 7. August 1908.)

Das wichtigste Ergebnis meiner gemeinsam mit H. FRIEDENTHAL ausgeführten Untersuchungen[1]) über die Verwandtschaftsreaktion der Pflanzen[2]) haben inzwischen durch die Arbeiten von GASIS[3]) und von RELANDER[4]) eine erfreuliche Bestätigung erfahren. Entgegen den Angaben früherer Autoren konnten auch sie feststellen, daß die Specificität dieser Reaktion mindestens so stark ist, wie bei der Immunisierung mit tierischen Eiweißstoffen, sie sogar anscheinend übertrifft.

---

[1]) Ber. d. deutsch. Bot. Ges. Bd. 24 S. 602 u. Bd. 25 S. 242 u. 337.

[2]) I. e. das Auftreten von Niederschlägen (Präcipitinen) im Serum der mit Pflanzenextrakten immunisierten Tiere (Pflanzenimmunsera) beim Zusammenbringen mit dem Extrakt gleicher oder verwandter Pflanzen.

[3]) Über die Unterscheidung verschiedener Pflanzeneiweißarten mit Hilfe spec. Sera. Berl. Klin. Wochenschr. 1908.

[4]) Kann man mit Präcipitinreaktion Samen versch. Pflanzenarten und Abarten unterscheiden? Centr.-Bl. für Bakt. II. Abtlg. Bd. 20, 1908.

Es finden sich nun aber in der Arbeit von GASIS einige Fälle, die dieser Regel zu widersprechen scheinen, indem nicht nahe verwandte Pflanzen wie Reis und Bohnen miteinander in Reaktion treten. Damit wäre natürlich die Allgemeingültigkeit der Reaktion, die für eine theoretische und praktische Anwendung unumgänglich notwendig erscheint, völlig in Frage gestellt. Es mußten also ähnlich wie es für die Angaben KOWARSKYs früher geschah, diese Fälle wiederum nachgeprüft werden. — Es war leicht zu zeigen, daß GASIS zu vermeidenden Fehlerquellen zum Opfer gefallen ist. Er hat nämlich augenscheinlich nicht mit genügender Schärfe berücksichtigt, daß eine Reihe von Pflanzenextrakten mit jedem normalen Serum nicht vorbehandelter Tiere Niederschläge geben. Denn gerade die von ihm angeführten Stoffe, die angeblich aus der Reihe herausfallen, sind auch diejenigen Gramineen, die solche Niederschläge am ausgeprägtesten zeigten.

Um weitere Untersucher vor ähnlichen Fehlern zu bewahren, sollen im folgenden eine Reihe von Gramineen nach der Stärke solcher Fällungen im Normalserum zusammengestellt werden. Diese Lösungen sind Mehlextrakte in 0,9% Kochsalzlösung in 6 zu 1 Gewichtsteilen, die während 12 Stunden digeriert und dann durch extraharte Filter absolut klar filtriert wurden. Je 1 ccm wird zu 1 ccm Normalserum gebracht und die Trübung bei Zimmertemperatur nach ca. 8 Stunden bestimmt: Die stärkste Fällung gibt *Oryza sativa* (Reis), es folgen *Zizania* (Wasserreis), *Zea Mays* (Mais), *Avena* (Hafer), *Pleuroplitis*, *Penicillaria*, *Tragus*, *Coix*, *Sorghum*. *Phalaris*, *Bambusa*, *Arrhenaterum*, *Lolium*, fast klar sind *Hordeum* (Roggen), *Secale* (Gerste), *Triticum* (Weizen).

Bei der einwandsfreien Untersuchung der im Normalserum Trübung gebenden Gramineenextrakte müssen also alle diese Stoffe erst mit Normalserum vermischt und die Fällung entfernt werden. Erst mit diesen ganz klar gemachten Solutionen im Normalserum dürfen die Versuche angestellt werden. Da diese Fällungen sehr feiner Natur sind, so daß sie unter Umständen durch doppelte Lagen extraharter Filter passieren, ist es ratsam, nicht zu wenig herzustellen und von den abgesetzten resp. abzentrifugierten klaren Lösungen die Flüssigkeit abzupipetieren. Weiter ist es ratsam, mindestens 8 Stunden die Lösung stehen zu lassen, um noch nachträgliche Ausfällungen zu vermeiden. — Mit diesen so hergestellten Extrakten traten nur die normalen Verwandtschaftsreaktionen anscheinend ganz ungeschwächt auf, während die Kontrollsera und die Immunsera nicht verwandter Pflanzen völlig klar blieben. — Da diese Operationen ziemlich umständlich und durch den starken Serumverbrauch kostspielig sind, wurde versucht, ob vielleicht die aus den Extrakten gewinnbaren Eiweißstoffe solche Fällungen nicht ergeben. Sie wurden so gewonnen, daß zu je 50 Gramm des Extraktes 250 Gramm 96proz. Alkohol gebracht, der Niederschlag abfiltriert und dieser zweimal erst mit absolutem Alkohol, dann mit Äther gewaschen und getrocknet wurde. Das so gewonnene Pulver wurde in 0,9 proz. Kochsalzlösung bis zur Konzentration gelöst. Diese Lösung zeigte nun gegenüber dem Normalserum das gleiche Verhalten wie die ursprünglichen Extrakte. Nicht bessere Resultate wurden mit denjenigen Pflanzenextrakten erzielt, bei denen durch Erwärmung auf 70 Grad im Wasserbade die Albumine zu Gerinnung gebracht und abfiltriert waren. — Ebenso unverändert blieb übrigens die Eigenschaft der Maisextrakte, die mit der früher für den Erbsenextrakt geschilderten übereinstimmt, bei Verdünnung mit dem Lösungsmittel selbst auszufallen. Es erübrigt sich somit, weiter auf die von GASIS angeführten Ausnahmen einzugehen, zumal auch sonst seine Methodik, wie z. B. die Anwendung von 5proz. Kochsalzlösung, nicht als einwandsfrei angesehen werden kann.

Über die Reaktion zwischen verwandten Pflanzen sind bereits früher von uns einige Angaben gemacht worden. Es war gleichzeitig die Absicht geäußert worden, die Gramineenreihe zur Aufstellung eines natürlichen Systems durchzuarbeiten. — Obgleich durch eine große Reihe von Versuchen für die eine oder andere spezielle Frage Anhaltspunkte zu einer Gruppierung gefunden wurden, die nicht in Übereinstimmung mit dem geltenden System zu stehen scheinen, kann ich diese Untersuchung dennoch noch nicht für abgeschlossen erachten. — Für die Beurteilung des Verwandtschaftsgrades bei der Reaktion mit Pflanzenextrakten ergaben sich nämlich Schwierigkeiten, die bei den analogen Untersuchungen mit tierischen Seras fehlen. Im Gegensatz zu ihnen enthalten die in gleicher Weise hergestellten Pflanzenextrakte sehr verschiedene Mengen von Eiweiß, und da wir auch nicht wissen, welche Substanzen eigentlich die für die Reaktion wirksamen sind, können nur mit großer Vorsicht die Resultate quantitativ verglichen und daraus Schlüsse auf eine fernere oder nähere Verwandtschaft gezogen werden. — Verschiedene Methoden könnten hierfür angewendet werden: Auf die Messung der Niederschlaghöhe wurde schon in einer früheren Arbeit hingewiesen. Sie ist in so hohem Grade abhängig von der Zentrifugalkraft und der Temperatur, daß sie auch schon deshalb kaum für eine genauere Bewertung in Betracht kommt.

Als eine weitere Methode kann die Schnelligkeit beobachtet werden, mit der die Reaktion eintritt. Nach dieser Methode versuchte z. B. H. FRIEDENTHAL die Stellung des Menschen in der Affenreihe festzulegen. Solche Unterschiede konnten auch von mir vielfach beobachtet werden. Bei höher immunisierten Tieren zeichnete sich stets die zur Immunisierung dienende Spezies durch sehr rasches Eintreten der Reaktion aus, ebenso zumeist die ganz nahe verwandten. Doch treten auch hier schon durch die Konzentrationsunterschiede der Säfte Unregelmäßigkeiten auf, die sich bei etwas weiterstehenden Arten so steigern, daß diese Methode kaum praktisch für die Beurteilung der Verwandtschaft verwertbar sein dürfte.

Das gleiche gilt von der Methode, die Extrakte resp. die Sera in bestimmten Abstufungen mit einer indifferenten Flüssigkeit, etwa Kochsalzlösung, zu verdünnen und das Eintreten der Reaktion bis zu einer bestimmten Verdünnung festzustellen.

Etwas bessere Resultate lassen sich aus der Tatsache ableiten, der schon früher Erwähnung getan wurde, daß bei immer höherer Immunisierung die Verwandtschaftsreaktion immer weitere Grenzen annimmt. Zwar läßt auch hier die Individualität der immunisierten Kaninchen in ihrem verschieden starken Reagieren auf die Immunisierung keine genaueren Angaben zu, daß die Verwandtschaftsreaktion bei diesem oder jenem Immunisierungsgrad auftritt. Aber man kann wohl schließen, daß, wenn mit einer Pflanze eine deutliche Reaktion eintritt zu einer Zeit, in der eine andere gar keine Reaktion gibt, erstere näher verwandt ist als letztere. In der Tat ist mir während meiner ganzen Versuche kein Fall vorgekommen, wo mit dem Immunserum einer Pflanze A eine Pflanze B Reaktion gab und eine Pflanze C nicht, dann in einem anderen Falle B keine Reaktion, aber C eine solche gegeben hätte. Vielmehr war stets mit Sicherheit vorauszusehen, daß wenn mit C Reaktion eintrat, auch B Reaktion geben würde. Als Beispiele für dies Verhalten mögen einige Experimente mit Mais- und Weizen-Immunserum dienen.

In den Tabellen stehen unter „positiver Reaktion“ untereinander die Pflanzen, bei denen noch eine deutliche Reaktion eintritt, so daß also alle in dieser Spalte über der betreffenden Reihe stehenden Pflanzen auch Reaktion geben. In der Spalte „negative Reaktion“ haben alle unterhalb der betreffenden Reihe stehenden Pflanzen auch keine Reaktion ergeben.

Ich zweifle nicht, daß die sich aus diesen Tabellen ergebenden Beziehungen einen wichtigen Hinweis auf eine natürliche Gruppierung der Gramineen geben. Dennoch mag auf eine Diskussion der Resultate wie die nahe Stellung von Mais zu den *Hordeen*, die entfernte Stellung von *Lolium* zu diesen und seine nahe zu den *Festucaceen* so lange verzichtet werden, bis für eine größere Reihe von Gramineen diese Versuche abgeschlossen sind. — Mit immer weiterer Verbesserung der Methodik dürfte es gelingen, dann eine vollständigere Gruppierung der natürlichen Verwandtschaftsverhältnisse der Gramineen zu erreichen.

Tabelle I. Weizenimmunserum.

Behandlungstage	Kaninchen	Positive Reaktion	Negative Reaktion
19	A	*Triticum, Hordeum, Secale*	*Zea*
29	B	*Zea*	*Lolium, Bromus*
36	C	*Bromus, Lolium*1)	*Oryza*
146	D	*Oryza*	

Tabelle II. Maisimmunserum.

Behandlungstage	Kaninchen	Positive Reaktion	Negative Reaktion
7	A	*Zea, Euchlaena*	*Panicum, Triticum, Hordeum*
28	C	*Panicum. Triticum (Spur)*	
50	B	*Triticum. Hordeum*	*Phalaris, Festuca, Bromus. Lolium*
109	B	*Phalaris, Festuca, Bromus, Lolium*	*Avena*
130	B	*Avena*	

Meine letzten Versuche mit Gramineen sollten aber noch einem weiteren Zweck dienen. Es galt festzustellen, wie weit bei möglichst hoher Immunisierung die Verwandtschaftsgrenzen gezogen werden können, ob schließlich alle Gramineen miteinander in Reaktion treten und ob vielleicht die Reaktion sich sogar noch über die Gramineenreihe hinaus erstreckte. Es gelang nun in der Tat für eine Anzahl von Gramineen zu zeigen, daß sie schließlich mehr oder weniger stark mit allen übrigen Gramineen, soweit sie

---

1) Bei einem anderen Tier noch nach 72 Tagen keine Reaktion, vgl. dies. Ber. Bd. 25 S. 245

geprüft wurden, Niederschläge geben. So gab Hafer, der nach 25tägiger Immunisierung nur mit sich selbst und mit *Arrhenatherum elatius* Reaktion gegeben hatte, nach 245tägiger Behandlung Reaktion mit *Zea*, *Coix*, *Panicum*, *Penicillaria*, *Oryza*, *Phalaris*, *Holcus*, *Avena*, *Aira*, *Arrhenatherum* (bei letzteren 4 sofort eintretende Reaktion), *Festuca*, *Lolium*, *Triticum*, *Secale*, *Hordeum*, *Bambusa*. Es gab Mais nach 215tägiger Behandlung mit *Euchlaena*, *Zea*, *Coix*, *Pleuroplitis*, *Sorghum*, *Panicum*, *Penicillaria*, *Oryza*, *Phalaris*, *Holcus*, *Avena*, *Arrhenatherum*, *Cynodon*, *Festuca*, *Lolium*, *Triticum*, *Secale*, *Bambusa*, es ergab *Lolium* nach 215 Tagen mit *Zea*, *Coix*, *Pleuroplitis*, *Sorghum*, *Penicillaria*, *Oryza*, *Phalaris*, *Holcus*, *Avena*, *Cynodon*, *Festuca*, *Lolium*, *Triticum*, *Secale*, *Bambusa* Reaktion.

Während sich also bei intensiver Behandlung alle Gramineen mehr oder weniger gleichwertig zeigen, gelang es auch nicht bei den höchstimmunisierten Tieren mit irgendeiner Nichtgraminee Reaktion zu erzielen. Weder mit einer anderen Glumiflore wie *Scirpus* oder *Carex* oder einer vielleicht den Gramineen nahestehenden Commelinacee, wie *Commelina* oder einer Lilliacee: *Allium* oder irgendeiner Dicotyle: *Ranunculus* oder *Vicia*. — Für die Gramineenreihe darf also gefolgert werden, daß wir in dieser Reaktion ein untrügliches Merkmal für die natürliche Verwandtschaft besitzen: Gibt eine Pflanze mit einer Graminee Reaktion, so ist sie selbst eine Graminee. — Es kann aber weiter ganz allgemein mit Sicherheit geschlossen werden, daß, wenn eine Pflanze Verwandschaftsreaktion zu dem Vertreter einer Familie zeigt, zu dem Vertreter einer anderen Familie nicht, und ein Vertreter der ersteren Familie keine Reaktion gibt mit einem Vertreter der letzteren, dann die Pflanze nur mit der ersteren Familie verwandt ist. Wir haben somit ein Mittel gefunden, die Stellung kritischer Arten in den Familien zu bestimmen, etwa so, wie es in der ersten Untersuchung geschah, in der der Hefe eine sichere Stellung unter den Ascomyceten angewiesen wurde.

Während es sich bei den vorhergehenden Versuchen darum handelte, den Eintritt der Reaktion in immer weiteren Grenzen festzustellen, kann die Methode auch dazu gebraucht werden, Unterschiede zwischen nahe verwandten Pflanzenspezies aufzudecken. So will RELANDER unter Benutzung der Verdünnungsmethode Unterschiede zwischen Gerstenrassen aufgefunden haben, und es ließe sich denken, daß für die Fragen der Bastardierung und Vererbung diese Methode in Anwendung gebracht werden kann. — Nach meinen bisherigen Erfahrungen vermag ich jedoch, falls nicht bessere Methoden in Anwendung gebracht werden, wie etwa die „Ablenkungsmethode“, die für die Unterscheidung der Menschenrassen mit Vorteil verwandt wurde, den Untersuchungen nur wenig Vertrauen entgegenzubringen, da ich die kaum zu vermeidenden Versuchsfehler für zu groß erachte.

Hingegen scheint für eine wichtige Frage der angewandten Botanik die serumdiagnostische Methode auch für die praktische Verwertung durchaus brauchbar zu sein. Es wurde schon in einer vorhergehenden Mitteilung darauf hingewiesen, daß auf diese Weise eine Unterscheidung pflanzlicher Produkte möglich ist und daß es gelungen war, Kastormehl *(Vicia Faba)* als Verunreinigung des Weizenmehls in mikroskopisch nicht nachweisbaren kleinen Mengen aufzufinden. — Es war dabei übersehen worden, daß bereits von BERTARELLI[1]) dahin gehörende Versuche angestellt waren. Er hatte versucht, Verfälschungen von Leguminosenmehl mit dem Mehl anderer Leguminosen, die mikroskopisch nicht oder schwer unterscheidbar sind, durch serumdiagnostische Behandlung nachzuweisen. Er fand, daß alle Leguminosen unter sich Reaktionen geben, sie aber durch die Methode der Verdünnung wie sie oben geschildert wurde, zu unterscheiden sind. Es ist klar, daß in Gemischen diese Methode nicht oder doch nur auf sehr kompliziertem Wege anwendbar ist. Daß übrigens die Arbeit nicht ganz einwandsfrei ist, ergibt sich daraus, daß er bei Immunisierung mit Gramineen überhaupt keine Reaktion erzielte. — Es läßt sich übrigens aus der von uns festgestellten großen Specificität der Reaktion nicht ohne weiteres schließen, daß sie auch bei Gemischen anwendbar ist, da die präcipitablen Stoffe sich gegenseitig beeinflussen könnten. Es ist z. B. sehr merkwürdig, daß Mais im Normalserum Niederschläge bildet, dies aber nicht tat, wenn er bis 30 pCt. mit Weizenmehl vermischt ist. Bei meinen Untersuchungen konnte ich nun für die Präcipitinreaktion eine solche Beeinflussung nicht feststellen, vielmehr verhielten sich die einzelnen Substanzen der Präcipitinreaktion gegenüber stets so, als wären sie ausschließlich im Extrakt vorhanden. Als Beispiel für die Vermengnng nichtverwandter Arten mag hierfür wieder auf die Vermengung von Weizenmehl mit *Vicia Faba*-Mehl hingewiesen werden, das mit Sicherheit in $^1/_2$ pCt. nachgewiesen werden kann. — Viel schwieriger gestaltet sich der Nachweis bei Vermischungen von Mehlen verwandter Arten. Zwar liegt hier die Möglichkeit vor, sehr gering immunisierte Tiere zur

---

[1]) Centralbl. f. Bact. Bd. XI, Abt. II, S. 8—45.

Versuchsanstellung zu wählen. Ist z. B. mit Mais sehr gering immunisiert, so tritt im Serum keine Reaktion mit Weizen, hingegen eine sehr deutliche mit Mais auf. Dies gelingt aber bei der praktisch ungleich wichtigeren Vermengung von so nahe verwandten Arten wie Roggen mit Weizen nicht. Um hier eine Differenzierung zu erzielen, mußte eine neue Methode ausgearbeitet werden. Es wird zu diesem Zwecke das Immunserum mit dem verwandten Pflanzenextrakt, der keine Reaktion mehr geben soll, vorher ausgefällt und völlig klar gemacht. Mit diesem so behandelten Serum gibt dann der verwandte Stoff keinen Niederschlag mehr, während der Pflanzenstoff, der zur Immunisierung gedient hat, wenn auch etwas abgeschwächt, in Reaktion tritt. Es gelang mir auf diese Weise, stets mit Sicherheit 3 pCt. Roggen in Weizen, unter Umständen noch weniger, in kürzester Zeit nachzuweisen, was bei feingemahlenem Mehl mit irgendeiner anderen Methode nicht zu erzielen ist.

Die Ausfällungsmethode erfordert auch theoretisch großes Interesse. Denn es muß aus diesen Versuchen gefolgert werden, daß die Präcipitinreaktion durch eine Reihe von chemischen Bestandteilen herbeigeführt wird, von denen einige der ganzen Gruppe gemein sind, während andere nur der Art selbst zukommen. Man könnte nun denken, nähere oder fernere Verwandtschaft etwa so festzustellen, daß man hintereinander (fraktioniert) die Anteile ausfällt. Meine Bemühungen nach dieser Richtung waren jedoch insoweit erfolglos, als bei hinreichender Ausfällung mit einer anderen verwandten Art auch mit allen übrigen verwandten keine sichere Reaktion mehr zu erzielen war, während bei einer zeitlich begrenzten unvollständigen Ausfällung die Resultate zu unsicher waren. Dennoch kann die Möglichkeit nicht geleugnet werden, auch auf diese Weise weiter in die natürliche Systematik der Pflanzen einzudringen.

Im Anfang wurden einige Versuche dieser Arbeit gemeinsam mit H. FRIEDENTHAL in dessen Privatlaboratorium in Nikolassee gemacht. Alle übrigen im pflanzenphysiologischen Institut der Universität des Herrn Geheimrat KNY, dem ich für sein stets mir erwiesenes Interesse aufrichtig danke.

---

63. F. Brand: Weitere Bemerkungen über Porphyridium cruentum (Ag.) Naeg.

(Eingegangen am 5 September 1908.)

In folgendem sollen die verschiedenen Beobachtungen, über welche im sechsten Hefte dieses Bandes[1]) berichtet worden ist, zu einem vollständigen Bilde der Alge und ihres Lebensganges ergänzt werden.

Äußere Erscheinung und Struktur.

Porphyridium cr. bildet bekanntlich flache Lager, welche in feuchtem Zustande von klebrig schleimiger Beschaffenheit sind und das Aussehen von geronnenem Blute haben können, während sie in Trockenperioden als dünne, spröde Krusten von braunroter oder dunkel- bis graubrauner Farbe erscheinen.

Die mikroskopische Untersuchung frischen Materials zeigt, daß kleine runde Zellen regellos in eine farblose, homogene Gallertmasse eingebettet sind. Unter dem Deckglase erscheinen einzelne Stellen bisweilen einschichtig; ohne Deckglas zeigt sich aber auch an den jüngsten Beständen diese Erscheinung niemals, so daß sie auf den Druck des Deckglases zurückzuführen ist.

Nebstdem ist jede einzelne Zelle von einer dünnen, aber etwas festeren speziellen Gallerthülle umgeben.

Frische Gallerte färbt sich durch Kongorot, Eosin u. a. gar nicht, durch gewisse andere Farbstoffe nur wenig, durch Methylenblau, Hämatoxylin, Dahlia u. a. aber intensiv. Durch künstliche Tinktion nimmt die Gallerte meist eine zäh-hautartige Beschaffenheit an und zieht sich beim Präparieren leicht in Fäden aus, deren an den Zellen klebende abgerissene Reste die „Stielchen" der Autoren darzustellen scheinen.

In der Regel bestehen gewisse graduelle Unterschiede zwischen der Tinktionsfähigkeit der allgemeinen und jener der speziellen Gallerthülle.

Die Zellen sind in hinreichend feuchtem Zustande kugelrund, können aber infolge der durch Wassermangel bedingten

---

[1]) Über das Chromatophor und die systemat. Stellung der Blutalge usw. S. 413—419 mit 1 Abbildung im Texte.

Schrumpfung der Gallerte in mehr oder weniger polygonale und (in Exsikkaten) selbst in flache Formen gepreßt werden. Ihr Durchmesser beträgt in der Regel 5 - 9 μ, kann jedoch bei einzelnen Dauerzellen bis 15 μ steigen.

Die Zellhaut ist — abgesehen von der erwähnten speziellen Gallerthülle — dünn, einfach und sehr elastisch, so daß sie allen Volumänderungen des Inhalts folgt. Plasmolyse ist in keiner Weise zu erzielen und durch wasserentziehende Mittel verkleinern sich die Zellen einfach bis um ein Viertel ihres Durchmessers.

Durch Chlorzinkjod wird die Membran nicht gebläut, durch Methylenblau und Rutheniumrot aber gefärbt, so daß sie vorwiegend Pektin zu enthalten scheint.

Der Zellinhalt besteht aus dem (l. c.) beschriebenen Chromatophoren, welcher ein mehr oder weniger zentral gelegenes Pyrenoid einschließt, und von einer relativ schmalen Schicht farblosen Plasmas umgeben ist. Dieses Verhältnis ist aber nur im Frühjahre deutlich zu erkennen; später erschwert die zunehmende Anzahl der Schleimvakuolen oder Körner das Verständnis des Zellbaues.

Die zeitweise nebstdem vorhandenen Körner der Florideenstärke unterscheiden sich öfters auch in der lebenden Zelle durch eine mehr eckige Form von den abgerundeten kolloidalen Körnern. In dieser Beziehung habe ich ferner nachzutragen, daß *Porphyridium* schon im Verzeichnisse jener Rotalgen enthalten ist, in welchen KOLKWITZ Stärke[1]) gefunden hat.

Das sogenannte Pyrenoid scheint durch das Chromatophor als ein meist 2—2,5 μ dicker runder Körper durch, und zwar in stets hellerer, gelblicher — nach SCHMITZ schwach grüngelblicher — Farbe. Der genannte Autor konstatiert zugleich, daß die Pyrenoide aller übrigen Algen vollständig farblos seien und daß bei *Porphyridium* der einzige Ausnahmsfall vorliege.

Dazu habe ich zu bemerken, daß dieses Pyrenoid auch darin von den übrigen abweicht, daß es sowohl in lebendem, wie in fixiertem Zustande der Alge sich weder durch Jod noch durch künstliche Tinktionen entschieden differenzieren läßt.

Nach Einwirkung gewisser Reagentien oder Farbstoffe er-

---

1) KOLKWITZ, R., (Beiträge zur Biologie der Florideen in: Wissenschaftl. Meeresunters. Neue Folge, IV. Bd. Helgoland, S. 35. 1900) ist der Ansicht, daß die „Florideen-Stärke“ nicht hinreichend abweicht, um einen besonderen Namen zu verdienen, während Verf. dieses (l. c.) unter „Stärke“ nur die auf Jod blau reagierende Modifikation verstanden hat, welche in *Porphyridium* nicht vorkommt.

scheint es bisweilen ringförmig. Es ist nicht immer deutlich zu sehen und pflegt bei längerer Hauskultur in den meisten Zellen zu verschwinden. Zu der Stärkebildung scheint es in keinerlei Beziehung zu stehen und hat mit den Pyrenoiden der Grünalgen wohl nur den Namen gemeinsam.

Einen Kern glaubt SCHMITZ (l. c. Fig. 23) in der lebenden Zelle gesehen zu haben und SCHMIDLE bildet einen solchen nach einem eingetrocknet gefärbten Präparate ab. Obwohl nun die Existenz eines Kernes a priori sehr wahrscheinlich ist, konnte ich doch bei ganz voraussetzungsloser Würdigung der Sachlage niemals einen solchen mit voller Sicherheit nachweisen. Die kernähnlichen Gebilde, welche man sowohl an lebendem als an fixiert gefärbtem Materiale nicht selten zur Ansicht bekommt, sind nämlich nicht nur nach Größe, Form und Situation sehr verschieden, sondern auch bald einzeln, bald in der Mehrzahl vorhanden. Alle üblichen Tinktionsmethoden haben mir bei wiederholten Versuchen gleich unsichere Resultate geliefert[1]).

Vermehrung und Erhaltung der Art.

Die Fortpflanzung der Alge vollzieht sich ausschließlich durch Zweiteilung der Zellen. Der, wie es scheint, simultan entstandenen Scheidewand folgt eine Einschnürung der Zellkugel, worauf bald die spezielle Gallerthülle zerreißt und in die allgemeine Gallerte übergeht. Nur unter ungünstigen Außenverhältnissen geschieht es in seltenen Fällen, daß sie sich länger erhält und daß dann vorübergehend eine wenigzellige Kolonie entsteht. In der Regel werden die Tochterzellen aber schnell selbständig und jede umgibt sich mit einer eigenen dünnen Gallertschicht.

Zur Überstehung von Trockenperioden können eigentliche Dauerzellen gebildet werden, deren Chromatophor undeutlich geworden ist, während ihr weites Lumen von zahlreichen Schleimvakuolen und zwischen diesen von Florideenstärke erfüllt ist (l. c. Fig. 5). Diese scheinen aber nur für exzessive Verhältnisse nötig zu sein, denn in der Regel genügt — wie das ja auch bei manchen höheren Algen der Fall ist — ein vegetativer Ruhestand, welcher hier durch Vermehrung der peripheren Körner und Sistierung der Zellteilung charakterisiert ist. Eine Verdickung der Membran ist in beiden Fällen nicht zu beobachten.

---

[1]) Auch bei den aërophilen Grünalgen scheinen die Kerne noch nicht in allen Fällen sicher nachgewiesen zu sein.

Daß dünnhäutige Zellen sich durch Gallertausscheidung gegen Insolation und Vertrocknung schützen, kommt bekanntlich auch bei den *Chroococcaceen* vor. Die Gallerte dieser Algen wird aber durch die Lichtwirkung meistens gefärbt, während die stets farblose *Porphyridium*-Gallerte von einer weiteren Schutzvorrichtung unterstützt wird. Diese ist in den vorerwähnten innerhalb der Membran situierten Körnern gegeben, welche nicht nur das Licht teils reflektieren, teils schwächen[1]), sondern auch einen gewissen Wasservorrat aufspeichern können. Untersuchen wir Zellen, welche vorher keine Vakuolen, sondern nur eine peripherische Körnerschicht besessen hatten, kurz nach dem Niedergange von Regen, so finden wir zahlreiche kleinere und größere Schleimvakuolen, während die Anzahl der Körner sich vermindert hat.

Biologische Verhältnisse.

Porphyridium cr. findet sich nach KÜTZING in ganz Europa und in Ägypten. Es lebt sowohl auf horizontalen als auf vertikalen Flächen und zwar, soweit mir bekannt ist, nur auf mineralhaltiger Unterlage, niemals aber auf Holz.

Von den neun Beständen, welche ich letzter Zeit in besondere Beobachtung genommen hatte, saßen vier auf alten Ziegelsteinen, drei auf lehmigem Kiesboden und nur zwei auf Kalksteinen. In letzterem Falle enthielt die Unterlage aber zugleich viele Quarzfragmente. Diese waren mit der Algengallerte fest verklebt und in ihrer Nähe war die Farbe der Zellen besonders lebhaft.

Aus diesen, gleichwie aus früheren Beobachtungen scheint hervorzugehen, daß unsere Alge als eine Kieselpflanze aufzufassen ist. Sie lebt übrigens nicht auf festem und glattem, sondern nur auf mehr oder weniger verwittertem und nebstdem mit organischem Detritus behafteten Gesteine, und alle mir bekannten Standorte befinden sich an Straßen oder öffentlichen Wegen. An vertikalen Flächen übersteigen sie niemals die mit gröberem Staube bestreute Zone.

Eine ständige Verunreinigung durch ammoniakalische Zersetzungsprodukte konnte ich an keinem dieser Orte nachweisen, dagegen war an einem einzigen das gelegentliche Vorkommen einer solchen zu konstatieren. Bei jedem stärkeren Regen wurde dieser aber von einem Wasserstrome ausgewaschen. An sechs anderen Orten war dergleichen weder nachzuweisen, noch sicher auszuschließen, während an den übrigen zwei Standorten keine Möglichkeit einer Düngung durch nennenswerte Mengen animalischer Auswurfstoffe oder durch deren gasförmige Derivate vorlag. Dennoch gedieh die Alge hier ebensogut wie an den anderen Standorten.

---

[1]) Dieses Verhältnis erinnert an die plasmatischen Massen, welche nach BERTHOLD den Zellinhalt gewisser Meeresalgen gegen übermäßige Belichtung schützen. Die Erscheinung des Irisierens ist bei *Porphyridium* nicht zu bemerken, dagegen sind auch hier in einem Teile der Zellen die Körner vorwiegend oder ausschließlich einseitig gelagert (l. c. Fig. 2 u. 3).

Auf einem ständig mit animalischen Zersetzungsprodukten getränktem Untergrunde habe ich immer nur *Cynaophyceen* und allenfalls einige *Protococcaceen*, aber niemals *Porphyridium* gefunden. Auch feuchte Kulturen, deren nur vegetabilische Reste enthaltendes Medium faulig geworden war, schienen der Alge nicht zu behagen; ein Teil der Zellen zeigte dann Verdickung der Membran: wohl zum Schutze gegen ein Übermaß der Fäulnis.

Wir können also unsere Alge wohl eine gewisse saprophytische Neigung oder Befähigung[1]) zuschreiben, dürfen sie aber nicht mit CHODAT für eine Urinalge *(epigée urophile)* erklären.

Nach geläufiger Annahme ist *Porphyridium* eine Schattenpflanze; es ist jedoch zu bemerken, daß sie einer mittelstarken Belichtung bedarf und sogar mehrstündige direkte Besonnung wohl erträgt, falls nur ein gewisser Grad von Feuchtigkeit im Untergrunde vorhanden ist.

Benetzung durch Regen oder Tau ist nicht unbedingt erforderlich, denn die Alge gedeiht auch unter Bedachung und scheint ferner eine ständige Berieselung durch Quell- oder Sickerwasser zu scheuen, während sie vorübergehende Überschwemmung ohne Schaden erträgt.

Ein bestimmter Wasservorrat ist nicht nur zur Ertragung von Licht und Wärme, sondern auch zur Überstehung der Kälte unentbehrlich. Bei Gegenwart von Schnee und Eis habe ich Kältegrade bis zu 25° C unschädlich vorübergehen sehen, während trockener Frost die sichtbaren Teile der Lager zerstörte.

Die Gallerte schützt nicht nur durch ihre hygroskopische Beschaffenheit, sondern auch durch ihre Schrumpfung. Hierbei ziehen sich jene Partien der Alge, welche früher über dem Detritus und den begleitenden Algen ausgebreitet waren, vielfach unter diese Objekte bis in die Vertiefungen und Spalten der Unterlage hinein zurück, und bringen so wenigstens einen Teil der Zellen in Sicherheit. Bei Wiederkehr günstiger Verhältnisse erscheinen dann auf der Oberfläche kleine rote Punkte, welche sich langsam wieder ausbreiten. Die Entstehung zentimetergroßer Lager erfordert Wochen bis Monate.

---

[1]) Auch manche andere Algen, welche für gewöhnlich nicht saprophytisch leben, können unter Umständen nicht nur vegetabilische, sondern selbst animalische Fäulnisprodukte vorteilhaft verwerten. Das auffallendste Beispiel dieser Art ist mir an einem Hundekadaver mit grasgrünem Felle vorgekommen, welchen ich einst in einem Weiher liegen sah. Diese merkwürdige Farbe beruht auf einer exzessiv üppigen Bewachsung mit *Stigeoclonium tenue*.

Gesellschafter von Porphyridium.

Die Alge lebt meistens in mehr oder weniger enger Gemeinschaft mit anderen Kryptogamen: vorwiegend mit *Chlorococcum-* und *Pleurococcus*-Arten, oder mit *Schizogonium*; an weniger reinen Orten mit *Cyanophyceen*, insbes. mit *Phormidium*. Gelegentlich findet man auch Pilzmycel oder Moosprotonema beigesellt.

In einer feuchten Kultur kamen mir einige bis über 20 μ große farblose hyaline Kugeln zu Gesicht, in welcher je eine bis mehrere *Porphyridium*-Zellen eingeschlossen waren. Diese Kugeln vollzogen bisweilen drehende Bewegungen und trieben hier und da kurze, dicke Pseudopodien aus. Da die von ihnen eingeschlossenen Algenzellen nur teilweise frisch, meist aber in verschiedenen Graden zersetzt waren, handelte es sich offenbar um ein amöboides Protozoon, welches unsere Alge verzehrte.

Kultur.

Luftkulturen habe ich auf sterilisierten Bruchstücken eines alten unglasierten Blumentopfes durchgeführt. Diese wurden samt den mit dem unterliegenden Detritus und den beigesellten anderen Algen in natürlicher Stellung aufgelegten *Porphyridium*-Proben in einen Teller gelegt, dessen Boden stets mit Wasser befeuchtet war. Darüber wurde eine Glasglocke gestellt und zwar in der Weise, daß die äußere Luft von unten zutreten konnte.

Am Fenster meines Arbeitszimmers erhielten sich derartige Kulturen unter Schutz gegen direkte Besonnung vom Herbste bis zu meiner Abreise im nächsten Sommer: 9 Monate lang in nahezu normalem Zustande. Gasbeleuchtung war im Kulturraum nicht vorhanden.

Unter den gleichen Glocken und während desselben Zeitraumes wurden auch Wasserkulturen gehalten. Als Medium diente unmittelbar an einer Quelle geschöpftes Wasser in Glasschälchen, deren

Boden mit schwarzem Papier unterlegt war. Die Alge wurde auch hier samt dem Detritus und den Gesellschaftern eingelegt.

Unter derartiger Veränderung der Außenverhältnisse traten als erste Erscheinungen lebhafte Zellteilung und zahlreiche Schleimvakuolen auf. Nach einiger Zeit gingen die Vakuolen wieder zurück, und die relativ großen Chromatophoren waren schließlich nur noch von einer schmalen Körnerzone umgeben.

In den ersten Tagen wurde auch mehrmals ein Teil der *Porphyridium*-Bestände durch die lebhafte Assimilation der beigesellten Grünalgen von diesen mit zur Oberfläche gehoben. Nach dem Absterben der letzteren sank unsere Alge aber wieder auf den Grund, auf welchem sie dauernd als rote Haut ausgebreitet blieb. Obgleich die Farbe der Chromatophoren nicht wesentlich verändert, sondern nur etwas dunkler war, schienen sich diese Organe doch nicht in normalem Zustande zu befinden, denn sie hatten statt des vorherigen homogenen nunmehr ein leicht zerklüftetes Aussehen.

Den einzigen Fall von entschiedener Farbänderung des Zellinhaltes beobachtete ich an einer sehr stark beschatteten Freikultur auf einem Ziegelstein. Der Verlust der roten Farbe wurde hier durch Verschleimung der eigentlichen Zellhaut eingeleitet und der schließlich grüngelbe grobkörnige Zellinhalt, welcher unter schwacher Vergrößerung öfters sternförmig erschien, war nur von einer amorphen Gallerthülle umgeben. Es hatten also nicht die Zellen als solche, sondern erst deren zersetzte Reste eine grünliche Farbe angenommen.

Einige Reinkulturen in feuchter Kammer brachten nichts Neues. Sie wurden übrigens nicht lange durchgeführt, da schon die vorerwähnten Rohkulturen allseitig genügende Resultate geliefert hatten.

Daß letztere mit den von GAIDUKOW erhaltenen nicht ganz übereinstimmen, dürfte u. a. auf eine Verschiedenheit der beiderseits angewendeten Methoden beruhen. In dieser Beziehung möchte ich darauf hinweisen, daß mein Verfahren die natürlichen Verhältnisse der Alge nach Möglichkeit imitieren sollte und hierbei auch für ungehinderten Zutritt der äußeren Luft und bei Wasserkulturen für Abhaltung des von unten reflektierten Lichtes gesorgt war. Da die Ernährung der Alge durch Beifügung des am Fundorte vorhandenen organischen und unorganischen Detritus sowie der dort beigesellten Kryptogamen gesichert schien, war auf künstliche Nährstoffe durchaus verzichtet worden.

64. Hans Pringsheim: Zur Regeneration des Stickstoffbindungsvermögens von Clostridien.

(Eingegangen am 18. September 1908.)

Vor einiger Zeit sandte ich Herrn G. BREDEMANN auf seinen Wunsch eine Kultur des von mir isolierten, den Luftstickstoff bindenden *Clostridium Americanum* und die Sonderabdrücke meiner Arbeiten[1]) über dieses Bakterium. Zu meinem Staunen sehe ich, daß ich auf diese Weise Herrn BREDEMANN nicht nur meine Kultur, sondern auch meine Forschungsresultate ausgeliefert habe, ohne daß er sie in seiner über denselben Gegenstand vor kurzem veröffentlichten Arbeit[2]) erwähnt. Hätte er das tun wollen, so hätte seine Mitteilung ungedruckt bleiben müssen! Denn die von Herrn BREDEMANN hervorgehobenen Tatsachen sind, soweit sie bewiesen sind, in meinen Arbeiten enthalten; das einzige von ihm angegebene experimentelle Verfahren findet sich, allerdings ohne eine verdunkelnde Komplikation, in meinen Angaben.

Jeder, der den von BREDEMANN gewählten Titel „Regeneration der Fähigkeit zur Assimilation von freiem Stickstoff des *Bacillus amylobacter* A. M. et Bredemann und der zu dieser Spezies gehörenden bisher *Granulobacter*, *Clostridium* usw. bezeichneten anaëroben Bakterien“ ließt, wird annehmen, die Beobachtung, daß Clostridien, denen die Fähigkeit den Luftstickstoff zu binden verloren gegangen ist, durch langsamen Entzug des gebundenen Stickstoffs wieder an die Stickstoffbindung angepaßt werden können, stamme von BREDEMANN, jeder, der von Herrn BREDEMANN hört, man könne diese Regeneration durch Kultur auf Erde enthaltenden Substraten erzielen, wird glauben, daß er dafür eine neue Methode geschaffen hat, während mein Verfahren durch Beimpfen von WINOGRADSKYscher Nährlösung, die eine zur Vergärung der ganzen Zuckermenge ungenügende Gabe von schwefelsaurem Ammoniak enthält, zu genau demselben Resultat führt und theoretisch weit übersichtlicher ist, da man sofort erfährt, daß es sich nur um den gebundenen Stickstoff und nicht um andere in der Erde enthaltene Stoffe handelt.

---

[1]) H PRINGSHEIM, Centr. f. Bakt. II. Abt. 1906 XVI. 795 und 1908 XX. 248.

[2]) Diese Berichte 1908. XXVI. 362.

Die Angaben BREDEMANNs über die weite Verbreitung stickstoffbindender Clostridien auf der Erde sind gleichfalls nicht neu, sondern in meiner zweiten von ihm — allerdings ohne Seitenangabe — zitierten Arbeit, sogar schon im Titel genannt. In dieser Arbeit ist schon die Annahme ausgesprochen, daß alle Buttersäurebakterien des Typus *mobilis non liquefaciens*, Graßberger und Schattenfroh, zu denen mein *Clostridium* gehört, zur Stickstoffbindung befähigt sind.

Der Angabe BREDEMANNs „über die Verschiedenheit der Menge freien Stickstoffs, die auf 1 g Dextrose gebunden wird“, muß ich für meine Form widersprechen; die Schwankungen bewegten sich, wie aus dem experimentellen Material der zweiten Arbeit hervorgeht, in weit engeren Grenzen als 0,35—6,6 mg Stickstoff pro 1 g verbrauchten Zucker. Herr BREDEMANN hätte in dieser Arbeit finden können, daß dieses Verhältnis kein konstantes ist, sondern daß es von der Konzentration der Lösung an Zucker abhängig ist, und daß bei niederer Konzentration höhere Stickstoffbindung auf die Zuckereinheit erzielt werden kann.

Weiter erweckt Herr B. einen falschen Eindruck, wenn er angibt, daß meine Kultur die Fähigkeit zur Stickstoffbindung schon wieder verloren hatte. Ich sandte ihm der Bequemlichkeit wegen eine Kultur auf steriler Kartoffel, die natürlich beim Abimpfen auf stickstofffreie Nährlösung keine Gärung ohne neue Angewöhnung geben konnte, da ja die Zucht auf Kartoffel gerade für den Verlust des Stickstoffbindevermögens verantwortlich war.

Neu sind Herrn BREDEMANNs Angaben über die Identität aller stickstoffbindenden Clostridien, speziell die des *Clostridium Pasteurianum* und *Americanum*. Aber sie sind ebenso unbewiesen. Ehe Herr BREDEMANN mir nicht eine Kultur von *Clostridium Americanum*, der er eine Sporenkapsel angezüchtet hat, übersendet, ehe er nicht experimentell feststellt, daß *Clostridium Americanum* nur einen ebenso großen Teil des Zuckers in Wasserstoff und Kohlensäure überführt wie *Clostridium Pasteurianum*, ehe es ihm nicht gelingt *Clostridium Americanum* im Stickstoffstrom oder ohne Zuführung von Sauerstoff bei gebundenem Stickstoff als Stickstoffquelle zur Zuckervergärung zu bringen[1]) und ehe er für andere Unterschiede wie z. B. die Größe der Clostridien und weitere, deren Aufzählung hier zu weit führen würde, kein genügendes experimentelles Material beibringt, werde ich diese Bakterien als verschieden ansehen.

Herr BREDEMANN wird sich jetzt gewiß damit entschuldigen, daß er seine Veröffentlichung „Vorläufige Mitteilung“ genannt hat. Die Fachgenossen werden mir jedoch gewiß beistimmen, daß er zu solchen Behauptungen, wie er sie, völlig ohne Angabe des experimentellen Materials, aufstellt, nicht berechtigt war, daß er vor allem kein Recht hatte, das stickstoffbindende *Clostridium* mit dem Namen *Bacillus amylobacter* A. M. et BREDEMANN nach sich benennen zu wollen. Gebührt jemandem dieses Vorrecht, dann sicher nur WINOGRADSKY.

---

[1]) Vergleiche meine im Druck befindlichen Bemerkungen über das Sauerstoffbedürfnis der Anaëroben. Centralbl. f. Bakter. II. Abt. 1908. 21. 673

Zum Schluß möchte ich nicht unerwähnt lassen, daß Herr BREDEMANN mir schon vor einiger Zeit brieflich mitteilte, daß auch seine Clostridien WINOGRADSKYsche Nährlösung im offenen Kolben vergären und dabei Stickstoff binden können. Hätte Herr BREDEMANN diese Beobachtung selbständig gemacht, so würde er sich in seiner Arbeit mit HASELHOF die Mühe gespart haben, seine Gärungen im Stickstoffstrom zu unternehmen. Durch ein energisches Schreiben habe ich mir damals ihm gegenüber die Priorität für diese an meinem *Clostridium* gemachte Beobachtung gewahrt. Zu der jetzigen mir höchst unwillkommenen Flucht in die Oeffentlichkeit hat mich Herr BREDEMANN gezwungen, da ich meine Priorität für die Regeneration der Bindung des freien Stickstoffs durch Clostridien, die Methode für diese Regeneration, die Beobachtung der weiten Verbreitung stickstoffbindender Clostridien und die Hypothese der allgemeinen Fähigkeit zur Stickstoffbindung bei Buttersäurebakterien des Typus *mobilis non liquefaciens* aufrecht erhalten muß.

Charlottenburg, 16. August 1908.

Nachschrift. Wer die Notwendigkeit obiger Ausführungen anzweifelt, wird sich eines besseren belehren, wenn er erfährt, daß die Beobachtung über die Regenaration der Fähigkeit zur Bindung des Luftstickstoffs durch eine neue Arbeit von BREDEMANN (Centralbl. f. Bakteriol. II. Abt. **22**. 1908. 44) neue Bedeutung gewonnen hat. In dieser Arbeit machte BREDEMANN auf Grund der genannten von mir gemachten Entdeckung, deren er wieder keine Erwähnung tut und die er sich so wieder selbst zuschreibt, die an sich interessante Beobachtung, daß noch eine andere Form von Bakterien, der *Bacillus asterosporus* A. M. ansehnliche, wenn auch nicht so große Mengen Luftstickstoff, wie das *Clostridium Americanum* binden kann. Ich stehe nicht an, hier die Vermutung auszusprechen, daß sich meine Regenerationsmethode auch in Zukunft noch für die Auffindung weiterer stickstoffbindender Mikroorganismen fruchtbar erweisen wird.

Charlottenburg, 16. November 1908.

65. Jakob Modilewski: Zur Embryobildung von Gunnera chilensis.

(Mit Doppeltafel XI.)

(Eingegangen am 21. September 1908.)

Das Material wurde im botanischen Garten zu München während der Jahre 1906 und 1907 gesammelt und teilweise mit Alkohol-Eisessig, teilweise mit Osmiumsäure nach FLEMMING fixiert. Die Mikrotomschnitte waren von $7\frac{1}{2}$ bis 20 μ dick.

Die Mitteilung stellt einen Teil des Vortrages dar, welchen ich im Vereine der Kiewer Naturforscher am 16. November 1907 gehalten habe. Da die einzige Arbeit, welche die Embryobildung von *Gunnera*-Arten bespricht (SCHNEGG, Beiträge zur Kenntnis der Gattung *Gunnera*, Flora 1902, Bd. 90), keine deutliche Aufklärung über die Entstehung des Embryos und des Endosperms gibt, wurde von mir die entwicklungsgeschichtliche Untersuchung der mir zugänglichen Art vorgenommen.

Der Fruchtknoten, von 2 Fruchtblättern gebildet und mit 2 Narben versehen, ist einfächerig. Seine Wände sind dick und besitzen auf älteren Stufen der Embryobildung einen Mantel aus Zellen, deren Membranen verdickt und hart werden. Das Leitungsgewebe ist auf gefärbten Präparaten deutlich sichtbar und führt direkt zum Funiculus, worauf die einzige Samenanlage befestigt ist. Die Längsachse des Nucellus der Samenanlage ist senkrecht zum Leitbündel gerichtet. In älteren Stadien aber, infolge einer Umbiegung der Samenanlage, wird der von diesen Teilen gebildete Winkel ziemlich scharf. Ähnliche Verhältnisse hat man bei einigen *Moraceen* und *Ulmaceen* beobachtet. (Fig. 1.)

Die Samenanlage ist mit zwei Integumenten versehen. Das innere Integument überholt den Nucellus in seinem Wachstum schon in jüngeren Stadien, indem sich die Ränder des Integuments über den Nucellusscheitel schließen und, ohne Mikropyle zu bilden, fest verwachsen. Das äußere Integument bleibt etwas in seiner Entwicklung zurück. Auf Längsschnitten sieht man das äußere Integument auf der dem Leitungsgewebe zugekehrten Seite wulstförmig verdickt, auf der abgekehrten Seite erscheint es dünner und viel länger. Die Fruchtknotenhöhle ist zunächst von der Samenanlage vollständig ausgefüllt; in etwas älteren Stadien aber wächst der Fruchtknoten stark heran, so daß das Wachstum der Samenanlage in der größeren Fruchtknotenhöhle vor sich geht. (Fig. 1, 2.)

Die Ausbildung des Embryosacks verläuft gleichzeitig mit der Entwicklung des Fruchtknotens und der Samenanlage.

Eine Zelle, die sich in der zweiten subepidermalen Zellenreihe des Nucellusscheitels findet, bildet sich direkt zum Embryosack um. Eine Entstehung von Tapetenzellen ist hier nicht zu beobachten. Die Tetradenteilung fehlt auch gänzlich. Der vergrößerte Kern der Mutterzelle des Embryosacks teilt sich zunächst in zwei Kerne, welche nicht weit voneinander lagern, obwohl sie eine Polarität in ihrer Lage aufweisen. Nach der folgenden Teilung bilden sich in typischer Weise vier Kerne aus, welche wegen der kleinen Dimensionen des Embryosacks nicht weit auseinandergehen. (Fig. 3, 4, 5.) Einer von den zwei oberen Kernen wandert etwas herunter zu den beiden unteren. Die Querschnitte der Samenanlage weisen darauf hin, daß auf der nächsten Stufe der Entwicklung näher zum mikropylaren Ende im Embryosack nur ein Kern liegt; die drei anderen aber verteilen sich näher zum antipodialen Ende desselben. In dieser Lage, ohne die sonst übliche Ruhepause durchzumachen, tielen sich alle vier Kerne zunächst in acht, dann aber sogleich in sechzehn. Wir beobachten hier also eine auffallende Abweichung von dem Typus, welche sich im Ausbleiben der Ruhepause und in abermaliger Teilung der acht Kerne in sechzehn Tochterkerne zeigt. Außerdem obwohl, wie oben gesagt, die übliche Polarität des Embryosacks gewissermaßen angedeutet ist, wird letztere von dem vierkernigen Stadium aus in der Weise abweichend, daß bei dem oberen Pole des Embryosacks sukzessiv ein, zwei und schließlich vier Kerne, während bei dem unteren drei, sechs und schließlich zwölf Kerne auftreten. Die letzteren liegen entweder alle im antipodialen Ende des Embryosacks dicht nebeneinander, oder lagern sich daselbst nur acht von denselben, während die vier übrigen etwas höher sind. (Fig. 6, 7.) Obwohl ich die anfängliche Teilung in vier, wie auch die spätere in acht Kerne vielfach gesehen habe, wollte es mir nicht gelingen, die Zahl der Chromosomen dieser Kerne genau zu bestimmen, sehr wahrscheinlich aber gibt es ihrer zwölf. Von den vier oberen geben ein paar Kerne die Anlagen zu den beiden Synergiden, welche nicht scharf voneinander getrennt sind und in ihrer Entwicklung wie gehemmt bleiben. Sie stecken in der obersten Vertiefung des etwas zugespitzten Embryosacks. Der dritte von derselben Kernpartie gibt den Ursprung der Eizelle. (Fig. 8.) Dieselbe wird von einer deutlichen Membran bekleidet; anfangs ist sie unbedeutend, wächst aber allmählich bedeutend heran, wobei sie nach und nach plasmareicher wird. Noch vor dem Erscheinen der Membran der Eizelle wandert der letzte vierte Kern der Tetrade nach der Mitte des Embryosacks hin, worauf wenigstens einige von mir gesehenen Bilder deutlich genug hinweisen. Was die unteren zwölf Kerne anbelangt, so werden sechs davon, und zwar die am tiefsten gelegenen, mit einer Membran bekleidet; sie bilden somit eine Anzahl von großen, aber an Plasma armen Antipoden, welche den ganzen unteren Teil des Embryosacks ausfüllen. (Fig. 8, 9.) Die übrigen 6 Kerne wandern nach der Mitte des Embryosacks, legen sich dicht aneinander und bilden einen runden Haufen von Kernen. Der Embryosack besitzt also zur Zeit seiner Reife eine große Eizelle, zwei unansehnliche Synergiden, gewöhnlich 6 große Antipoden und einen Haufen von 7 kleineren „mittleren“ Kernen. (Fig. 8, 9.) Nun fängt die Eizelle mit den Antipoden und zwar vorzüglich in der Länge heranzuwachsen, indem ihr Inhalt allmählich reicher an Protoplasma wird. Erst von jetzt an wird die Entwicklung bzw. das Wachstum des Embryosacks deutlich. Die nächsten Stadien zeigen uns folgendes: Zunächst verlieren die Antipoden ihre Membranen, während ihre Kerne in der für *Gunnera chilensis* gewöhnlichen Zahl deutlich sichtbar bleiben. An der Stelle, wo vorher die kleinen „mittleren“ Kerne lagen, sieht man nun einen einzigen großen Kern mit mehreren Nucleolen, dann degenerieren die Antipoden allmählich weiter; der mittlere, dem sekundären Embryosackkern entsprechende Kern aber fängt an sich zu teilen. (Fig. 10, 11.) Die dadurch entstandenen beiden großen Tochterkerne trennen sich voneinander, indem eine dünne Plasmawand dazwischen erscheint, welche den ganzen Embryosack ungefähr bis zur Hälfte teilt. Die beiden Kerne bereiten sich sofort zu einer neuen Teilung vor; während der Prophasen dieser Teilung läßt sich eine ganze Menge von Chromosomen beobachten. Erst nachdem vier Endospermkerne gebildet sind, teilt sich die Eizelle, so daß auch hier die sonst zu beobachtende ziemlich lange Ruheperiode derselben stattfindet. (Fig. 12.) Es gelang nur nicht, die Ausbildung des sekundären Embryosackkerns direkt zu beobachten. Aus folgenden Gründen aber glaube ich behaupten zu können, daß dieser Kern sich durch Verschmelzung der kleinen Kerne, welche sich vorher in der Mitte des Embryosacks befanden, bildet. 1. Die Lage des betreffenden Kerns ist genau dieselbe, wie die der Gruppe der kleinen Kerne. 2. Auch seiner bedeutenden Größe nach entspricht er dem vermutlichen Verschmelzungsprodukte des Haufens der kleinen Kerne. 3. Der große sekundäre Kern enthält mehrere Nucleolen, wahrscheinlich die der kleineren primären. 4. Die Zahl der Chromosomen jedes primären Embryosackkerns ist ungefähr auf zwölf zu schätzen, während die Chromosomen des sekundären Kerns augenscheinlich viel mehr als zwölf zu sein scheinen. 5. Weil die Antipoden, wie auch die Zellen des Eiapparates in ihrer für *Gunnera chilensis* typischen Zahl bis zur Bildung des sekundären Kerns beibehalten bleiben, so nehmen diese Elemente keinen Anteil an dem erwähnten Prozesse; demnach sind keine anderen Elemente als die mittleren Kerne des Embryosackes übrig, an deren Umwandlungen die Entstehung des sekundären Kerns geknüpft sein dürfte. Es läßt sich übrigens auch hier keine prinzipielle Abweichung von dem Angiospermentypus feststellen; anstatt zwei oder drei (wie bei der doppelten Befruchtung) verschmelzen hier mehrere Kerne zum sekundären Embryosackkern. Die Vermutung, daß sich ein einziger Kern aus dem Haufen von den kleinen „mittleren“ Kernen etwa auf Kosten der übrigen vergrößere, entspricht kaum den Tatsachen (man sieht nie mehrere Kerne zugrunde gehen und darunter sich einen vergrößern). Andererseits könnte ein direktes Konsumieren degenerierter Kerne kaum eine Ursache der Vermehrung der Zahl der Chromosomen — des Konsumenten sein.

Die jungen Endospermkerne teilen sich zunächst voneinander durch Plasmawände und in kurzer Zeit ist der ganze noch kleine Embryosack von jungen Endospermzellen ausgefüllt. (Fig. 12.) Die Antipoden verschwinden zu dieser Zeit gänzlich und der junge Embryo ist im mikropylaren Ende des Embryosacks eingepreßt. Der Embryosack vergrößert sich allmählich und bleibt dabei immer von dem Endosperm angefüllt. Der Embryo besteht aus kleinen plasmareichen Zellen. Er ist klein, bleibt in dem obersten Winkel des Embryosackes liegen und besitzt keinen Embryoträger. (Fig. 13.) Die Zahl der Chromosomen in den Kernen des Embryos erschien mir weniger als 24, wie es bei der normalen sexuellen Embryobildung von *Gunnera chilensis* zu erwarten wäre. Die Endospermzelle besteht aus Plasma und einem großen von Vakuolen umgebenen Kern. Mit der Zeit sammeln sich in den letzteren Eiweißkörper an, welche die Vakuolen ausfüllen. Die Beobachtung der späteren Stadien wurde wegen Ausbildung der Steinzellen in dem Fruchtknoten erschwert.

Die Frage, ob bei *Gunera chilensis* eine Befruchtung vorhanden sei oder die Embryobildung auf parthenogenetischem Wege stattfinden soll, wie es SCHNEGG behauptet, ist schwer zu beantworten. Für das Vorhandensein der Befruchtung spricht nur die normale Ausbildung der Pollenkörner. Das Pollenkorn besitzt eine Intine und eine Exine. Innerhalb des außerordentlich regelmäßig netzartigen Protoplasmas liegt ein größerer mit einem Nucleolus versehener vegetativer und ein kleinerer ohne Nucleolus, dunkler gefärbter kompakter generativer Kern. (Fig. 14.) Alle übrigen Erscheinungen während der Entwicklung des Embryos sprechen aber für die parthenogenetische Entwicklung. 1. Es war unmöglich, einen Pollenschlauch in irgendeinem Teile der Samenanlage und des Fruchtknotens aufzufinden. 2. Kein einziges Pollenkorn keimte auf den Narben, obwohl die Pollenkörner vielfach auf den Narben angetroffen wurden. Sie bleiben ohne Veränderung. 3. Die Zahl der Chromosomen schien in den ersten Kernen des Embryosacks und in denjenigen des jungen Embryos dieselbe zu sein. Es wurde außerdem noch eine Erscheinung beobachtet, welche sich aber als sehr einfacher Natur erwies und keine Beziehung zu der Befruchtung hatte. Zu der Zeit nämlich, als die Eizelle sich vergrößerte und sich die ersten Zellen des Endosperms ausbildeten, wurden immer zwei kleine kernähnliche Körperchen im oberen Teile des Embryosacks beobachtet. Da aber diese Körperchen immer nebeneinander am Gipfel des Embryosacks blieben, ohne sich dem Kern der Eizelle und der Mitte des Embryosacks zu nähern, war es kaum möglich, dieselben für generative Kerne zu halten. In Wirklichkeit waren es die beiden kleinen Synergiden, welche aus dem spitzen Winkel des Embryosacks von der heranwachsenden Eizelle ausgepreßt waren und neben dieser zerfielen. Auf einigen Präparaten, auf denen ein zweizelliger Embryo und ein gut entwickeltes Endosperm beobachtet wurde, konnte ich die beiden Körperchen leicht auffinden. Die beiden Körper im oberen Teile des Embryosacks sind also keineswegs generative männliche Kerne. Damit verschwindet noch ein Grund gegen die parthenogenetische Entwicklung. (Fig. 9. 11. 12.)

Zusammenfassung.

1. Die Archesporzelle entwickelt sich, ohne sich zu teilen, direkt zu einer Embryosackanlage.

2. Der erste Embryosackkern bildet durch vier sukzessive regelmäßige Teilungen sechzehn Kerne, von denen vier im mikropylaren Ende, die übrigen zwölf im antipodialen Teile des Embryosacks liegen.

3. Der reife Embryosack besteht aus einem normalen Eiapparat, aus sechs Antipoden und aus einem Haufen von „mittleren“

Kernen, welche zu einem großen sekundären Embryosackkern verschmelzen.

4. Der Embryo hat keinen Embryoträger und ist von einem mächtigen Endospermgewebe umgeben.

5. Die Embryobildung ist wahrscheinlich eine parthenogenetische.

An dieser Stelle möchte ich Herrn Prof. S. NAWASCHIN, in dessen Laboratorium diese Arbeit ausgeführt ist, meinen innigsten Dank für sein freundliches Entgegenkommen aussprechen.

P. S. Diese Mitteilung war vollständig zum Druck vorbereitet, als die Arbeit „Zur Phylogenie des Embryosacks der Angiospermen von ERNST erschien (Ber. d. d. bot. Ges. B. XXVIa, 1908). Die Entwicklungsgeschichte von *Gunnera chilensis* erinnert in den Hauptzügen an diejenige von *Gunnera macrophylla* und nur in Einzelheiten weist sie folgende Abweichungen auf. Die ersten vier Kerne des Embryosacks lagern nebeneinander ohne eine Kreuzfigur wie bei *Gunnera macrophylla* zu bilden. Die Synergiden sind nicht so deutlich ausgebildet, wie bei *Gunnera macrophylla*. Die Antipoden bilden bei *Gunnera chilensis* keine zwei „Dreiergruppen“, sondern füllen den unteren Teil des Embryosacks gleichmäßig aus. Die Eizelle und der Embryosack nach der ersten Teilung des sekundären Embryosackkerns wird nicht der Länge nach, wie bei *Gunnera macrophylla*, sondern wie gewöhnlich quer geteilt. Es waren keine direkten Beweise und keine Beobachtungen für die Behauptung vorhanden, daß der Embryo nach einer Befruchtung entsteht und nicht auf parthenogenetischem Wege sich entwickelt. Die Polarität ist bei *Gunnera chilensis* schon nach der ersten Teilung des primären Embryosackkerns durchgeführt und nicht wie bei *Gunnera macrophylla* nach der Ausbildung der acht Kerne, wie ERNST annimmt.

Figurenerklärung zu Tafel XI.

Fig. 1. Junger Fruchtknoten mit der Samenanlage, bei welcher das innere Integument (i) noch nicht verwachsen ist und das äußere auf der dem Funiculus zugekehrten Seite wulstförmig (w) verdickt ist.

Fig. 2. Samenanlage mit dem verwachsenen inneren Integument (i).

Fig. 3. Junger Embryosack mit dem ersten Kern.

Fig. 4. Zweikerniger Embryosack.

Fig. 5. Vierkerniger Embryosack.

Fig. 6. Zwei Querschnitte aus derselben Serie durch einen Embryosack mit vier in Teilung begriffenen Kernen: (a) das mikropylare Ende des Embryosacks mit einer Teilungsfigur, (b) das antipodiale — mit drei Teilungsfiguren.

Fig. 7. Drei Querschnitte aus derselben Serie durch einen sechzehnkernigen Embryosack. Im Schnitte durch das mikropylare Ende des Embryosacks — vier neu gebildete Kerne (a); in zwei unteren Schnitten (b, c) durch das antipodiale Ende — zwölf junge Kerne.

Fig. 8 (a, b). Reifer Embryosack. E — Eizelle, s — Synergiden, m — mittlere Kerne, A — Antipoden.

Fig. 9. Reifer Embryosack; auf demselben Schnitte sind die Eizelle, 4 mittlere Kerne, 4 Antipoden und 2 degenerierende Synergiden (s) sichtbar.

Fig. 10. Embryosack vor der Endospermbildung.

Fig. 11. Embryosack mit den ersten zwei Endospermkernen (e), mit der Eizelle (E), mit den degenerierenden Antipoden (A) und den degenerierenden Synergiden (s)

Fig. 12. Zweizelliger Embryo (E) mit dem Endosperm und mit den noch sichtbaren Synergiden (S).

Fig. 13. Mehrzelliger Embryo.

Fig. 14. Pollenkorn; (g) — generativer, (v) — vegetativer Kern.

---

66. Ernst Pringsheim jun.: Über die Herstellung von Gelbfiltern und ihre Verwendung zu Versuchen mit lichtreizbaren Organismen.

(Mit 4 Textfiguren.)

(Eingegangen am 5. Oktober 1908.)

I. Zweck.

Da Pflanzen und niedere Tiere nach unseren heutigen Kenntnissen fast allgemein nur die stärker brechbare Hälfte des sichtbaren Spektrums empfinden, ist es möglich, durch Verwendung von geeigneten Farbfiltern nicht nur die zur Assimilation dienenden rotgelben Strahlen von den heliotropisch wirksamen zu trennen, wie das seit J. SACHS[1]) in der Pflanzenphysiologie üblich ist, sondern auch solche Organismen, ohne sie mit Licht zu reizen, für unser Auge sichtbar zu machen. Werden nämlich die kurzwelligen Strahlen, etwa vom mittleren Grün ab, zurückgehalten, so befinden sich diese Tiere und Pflanzen reiz-physiologisch im Dunkeln, ohne für unser Auge verdeckt zu sein, da für dieses das Helligkeitsmaximum im Gelb liegt.

---

[1]) Vgl. Botanische Zeitung 1864 S. 358.

Um die kurzwellige Hälfte des Spektrums zu absorbieren, benutzte man bisher gewöhnlich das stark verdunkelnde rote Kupferoxydulglas, sowie gelbe Glasscheiben, die noch physiologisch wirksames Licht durchlassen[1]), oder besser gesättigte Lösungen von saurem chromsaurem Kali (SACHS a. a. O.). Auch letzteres hat nun im Gebrauch einige Nachteile. Es kristallisiert leicht aus, wenn nur wenig Wasser verdunstet; will man ein verzerrungsfreies, gut durchsichtiges Lichtfilter haben, so braucht man teure planparallele Glaskuvetten, mit denen es sich schlecht hantiert. Dazu bedarf es einer ziemlichen Masse des Salzes um größere Mengen Lösung herzustellen. Auch ist es stark giftig, was ebenfalls unter Umständen in Betracht kommt.

Der Wunsch nach besser handlichen Farbfiltern war es hauptsächlich, der mich veranlaßte, einige Farbstoffe spektroskopisch und physiologisch zu prüfen.

Während es mir bisher leider nicht gelungen ist, für das die ergänzende Hälfte des sichtbaren Spektrums absorbierende, ebenfalls von J. SACHS eingeführte schwefelsaure Kupferoxydammoniak einen Ersatz zu finden[2]), hat das zur Säuretitration[3]) benutzte Methylorange (dimethylamido-azobenzosulfosaures Natrium), ein dem Kaliumbichromat sehr ähnliches Absorptionsspektrum. Daher kann es das letztere auch wirklich im physiologischen Versuch völlig ersetzen, falls es nicht gar zu dünn angewendet wird. Erprobt man unter spektroskopischer Prüfung die hellste, bei der gewählten Schichtdicke gerade noch bis zum Grün absorbierende Lösung, so erscheint das durchfallende Licht fürs Auge noch sehr hell, ohne z. B. Euglenen oder heliotropische Keimlinge zur Reaktion zu veranlassen. Dazu gehört verhältnismäßig wenig Substanz. Noch bequemer aber sind für die meisten Zwecke gelbgefärbte Gelatineplatten, und da die mannigfaltigen Möglichkeiten zur Verwendung solcher Gelbfilter, soviel ich aus der Literatur ersehen kann, nicht genug gewürdigt zu werden scheinen, so will ich im folgenden über die von mir benutzte Methode zu ihrer Herstellung und einige Anwendungen berichten.

---

[1]) Vgl. EDER, Handbuch der Photographie, Bd. 1. 1891 S. 270.

[2]) Einen solchen stellt z. B. nicht dar das von WOLFGANG OSTWALD (Biochem. Zeitschr. 1908, S. 33) angewandte Methylviolett, da es viel Rot durchläßt. — Nach neueren Versuchen, die fortgesetzt werden sollen, scheint Berliner Blau verwendbar zu sein.

[3]) Die freie Säure ist kräftig rot

II. Herstellung.

Man reinigt möglichst weiße Glasplatten, z. B. von alten photographischen Platten, mit einer Lösung von Kaliumbichromat in konz. Schwefelsäure, spült sie unter der Wasserleitung und läßt sie mit der zu beschickenden Fläche nach unten schräg auf Fließpapier gestellt trocknen. Jedes Stäubchen ist auf der späteren Schichtseite zu vermeiden, auch bedingt die gründliche Reinigung, besonders von Fett, das Haften der Gelatineschicht.

Nun löst man in einer beinahe gesättigten, tiefrotbraunen, filtrierten Lösung des Farbstoffes in destilliertem Wasser etwa 20 pCt. Gelatine und filtriert die dicke Flüssigkeit im Dampftopf oder Heißwassertrichter. Dazu kommt auf 100 ccm ein Tropfen Glyzerin, um eine zu große Sprödigkeit der getrockneten Schicht zu vermeiden, die sonst, besonders bei größerer Dicke, leicht abspringt, und außerdem etwa $^1/_{10}$ g Borsäure, um das Wachsen von Schimmelpilzen zu verhindern, da Methylorange kaum giftig ist. Borsäure ist zu schwach sauer, um Rotfärbung zu bewirken; zu viel darf es aber nicht sein, weil sie sonst beim Trocknen auskristallisiert. Andere Antiseptika, wie $ZnSO_4$ und $HgCl_2$ bewirken schon in geringer Konzentration Trübung der Schicht.

Die gereinigten Platten werden auf eine größere, mit der Wasserwage horizontal gestellte Glasplatte gelegt, und in einiger Entfernung darüber, zur Abhaltung von Staub während des Erstarrens, eine große Glasplatte angebracht. Die Gelatinelösung wird auf die Mitte der Platten gegossen und durch Neigen oder Nachhelfen mit einem Glasstabe für Bedeckung der Fläche gesorgt, was sich unschwer bewirken läßt. Die Lösung muß heiß sein, damit sie nicht vor der gleichmäßigen Ausbreitung auf der nun horizontal gelegten Platte erstarrt. Sollte das nicht ganz gelungen sein, so läßt sich durch vorsichtiges Anwärmen auf einer heißen Asbestplatte der Fehler meist wieder gutmachen.

Ist die Gelatine erstarrt, so werden die Platten wieder schräg mit der Schichtseite nach unten an einem möglichst staubfreien Orte getrocknet und sind mit seltenen Ausnahmen so klar und gleichmäßig, daß sie, z. B. in die Mitte zwischen eine Zeitung und das Auge gehalten, das Lesen nicht erschweren. Zweckmäßig werden immer zwei solche Platten mit dünner Schicht aufeinander gelegt und mit schwarzem Rand zusammengeklebt oder auch mit Kanadabalsam auf der ganzen Fläche verkittet, so daß das Glas auf beiden Seiten als Schutz dient. Dünne Schichten sind nämlich wesentlich leichter herzustellen. Die Absorptionsstärke ist abhängig von der Konzentration der Farbstofflösung, dem Prozentgehalt an Gelatine und der teilweise davon abhängenden Stärke des Aufgusses. Letztere beiden Faktoren dürfen nicht zu hoch genommen werden.

III. Anwendung.

A. Versuche mit heliotropischen Pflanzen.

Zu den Fällen, wo früher Kaliumbichromatkuvetten usw. verwendet wurden, sind nun einige neue Möglichkeiten hinzugekommen.

1. Werden zwei der beschriebenen Plattenpaare einander gegenüber als Fenster in eine heliotropische Kammer gesetzt, die in einer der anderen Vertikalwände einen Schlitz zur Einlassung wirksamen Lichtes hat, so kann die heliotropische Krümmung ohne störendes Seitenlicht fortlaufend beobachtet und demonstriert werden. Zu letzterem Zweck stellt man den Kasten ans Fenster, mit den Gelbscheiben parallel zu diesem und bewirkt durch einen im entsprechenden Winkel gestellten Spiegel, daß Licht in den Spalt fällt.

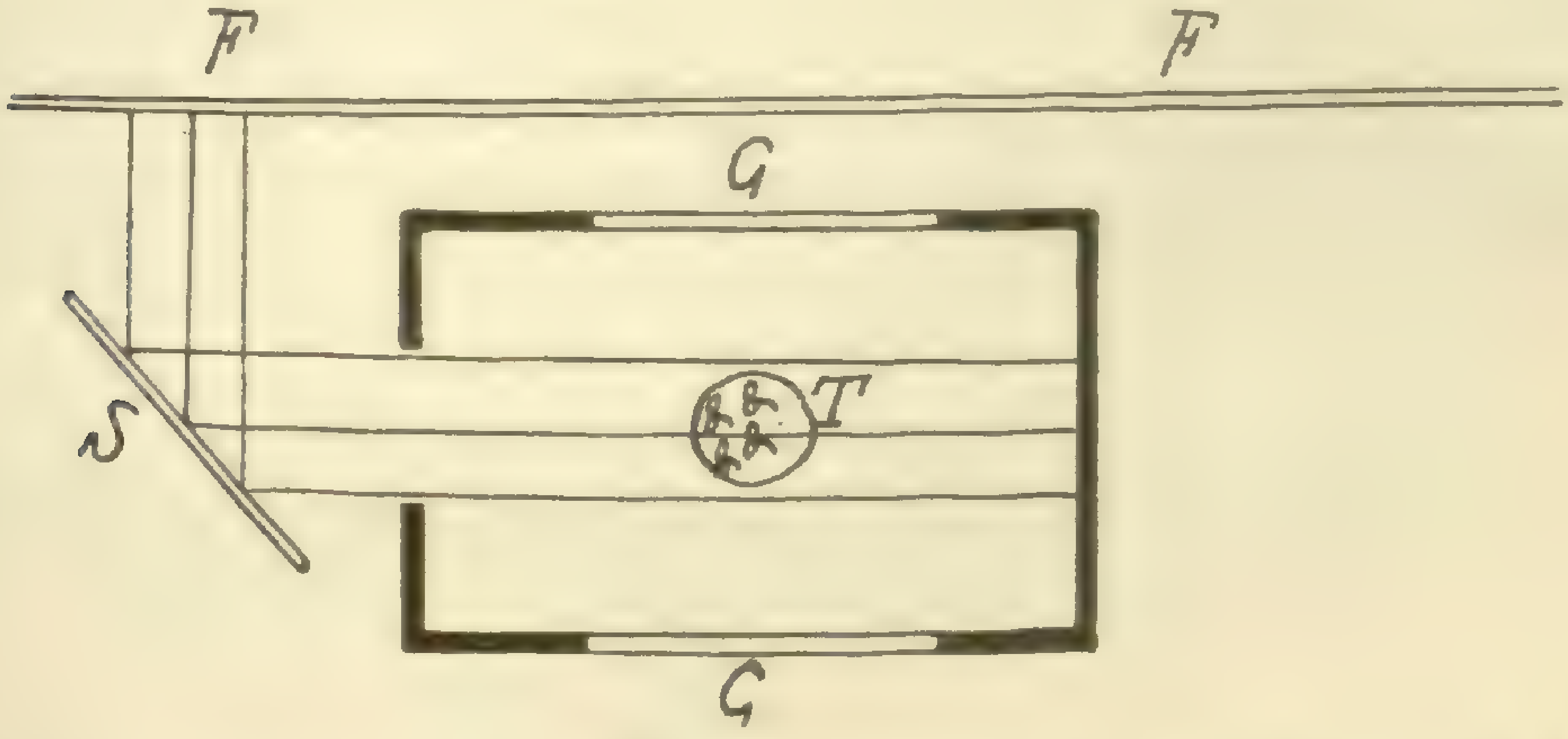


Fig. 1. GG = Gelbfilter, T = Topf mit heliotropischen Pflanzen, S = Spiegel, FF = Fenster.

Eine deutliche heliotropische Krümmung läßt sich z. B. bei *Avena sativa*, *Brassica Napus*, *Sinapis alba*, *Lepidium sativum* und *Vicia sativa* leicht während einer $^3/_4$stündigen Vorlesung demonstrieren, wenn man die im Dunkeln oder am Licht unter Rotation um vertikaler Achse, resp. mit Ausschaltung von Seitenlicht in einem umgekehrten Dunkelzylinder kultivierten geraden Keimlinge eine halbe Stunde vor Beginn der Vorlesung in den Apparat bringt. Nach 45 Minuten etwa beginnt die Reaktion und ist nach 75 Minuten, am Schluß der Vorlesung, schon weit genug vorgeschritten. Obige Pflanzen brauchen 4—5 Tage von der Quellung bis zum

Versuch. Natürlich läßt sich auch *Phycomyces* verwenden, der am besten auf kurz gebrühtem Palmkernkuchen kultiviert wird.

2. In ähnlicher Weise lassen sich nach Verschluß des Lichtschlitzes in demselben Kasten auch geotropische Versuche mit den meist lichtempfindlichen, schnellreagierenden Objekten, z. B. den oben erwähnten, anstellen und demonstrieren, ohne daß Störungen durch Heliotropismus zu befürchten wären.

3. Ferner erleichtern passend verwendete Gelbfilter sehr die Arbeit, wenn es sich darum handelt, heliotropische Versuche vorzubereiten. Wird zwischen die Lichtquelle und die zu benutzenden Pflanzen die absorbierende Platte gebracht, so kann man in Ruhe die unbrauchbaren Keimlinge entfernen und die Aufstellung zur Vermeidung von Beschattungen genau korrigieren, ehe man durch Entfernen des Gelbfilters die heliotropisch wirksame Belichtung beginnt. Bei Bestimmung der Präsentationszeit kann in dem gelben Licht die nach vorübergehender Induktion etwa erfolgende heliotropische Reaktion ohne Gefahr neuer Reizung bequem verfolgt werden. Alle diese Manipulationen nur bei schwachem diffusen Licht vorzunehmen, wie das kürzlich z. B. FRÖSCHEL¹) angab, halte ich unter Umständen wegen der Schnelligkeit der Stimmungsbeeinflussung für gefährlich, selbst wenn keine einseitige tropistische Reizung stattfindet. Auch muß man sich dann in der Dauer der Vorbereitung und der Zahl der Beobachtungen zu sehr beschränken.

B. Versuche mit phototaktischen Organismen.

Besonders nützlich erweisen sich meine Gelbfilter bei der mikroskopischen Beobachtung lichtempfindlicher Kleinlebewesen. Von den vielen Möglichkeiten will ich nur einige hervorheben.

1. Führt der Mikroskopspiegel von unten gelbes Licht zu, während von der Seite oder von vorn gemischtes einfällt, so lassen sich phototaktische Bewegungen an Algenschwärmern, Euglenen, Volvoxkolonien usw. aufs eleganteste bei hellgelbem Gesichtsfeld beobachten. Die Anordnung dabei ist folgende: Vgl. Fig. 2.

Unter den Mikroskoptisch kommt eine Gelbscheibe, auf ihn eine kleine Röhre aus schwarzem Karton mit einer Lichtöffnung, auf diese ein etwas überstehender runder Deckel mit Loch für das Objektiv. Vor die Lichtöffnung wird eine Linse so angebracht, daß helles Licht unter möglichst kleinem Winkel auf das Präparat fällt.

---

1) „Untersuchungen über die heliotrop. Präsentationszeit." Sitzungsber. d. Wiener Akad. Math.-naturw. Klasse 1908 Bd. CXVII.

das sich auf dem Mikroskroptisch unter dem Dunkelzylinder befindet. Bei Tageslicht oder einer Auerlampe lassen sich so die Bewegungen bei der Ansammlung an der Licht- oder Schattenseite vorzüglich verfolgen, auch läßt sich durch Anwendung von zwei Lichtschlitzen auf entgegengesetzten Seiten und Spiegelung die Umkehr bewirken.

Bei *Volvox* sieht man dann sehr schön, daß die Kolonien nicht völlig kugelig gebaut sind, wie das aus manchen Abbildungen irreleitend hervorzugehen scheint, sondern ganz schwach eiförmig, und daß das von Parthenogonidien freie, „spitze“ Ende bei der Bewegung vorangeht. Bei diesen Beobachtungen gibt übrigens das binokulare Mikroskop besonders schöne Bilder.

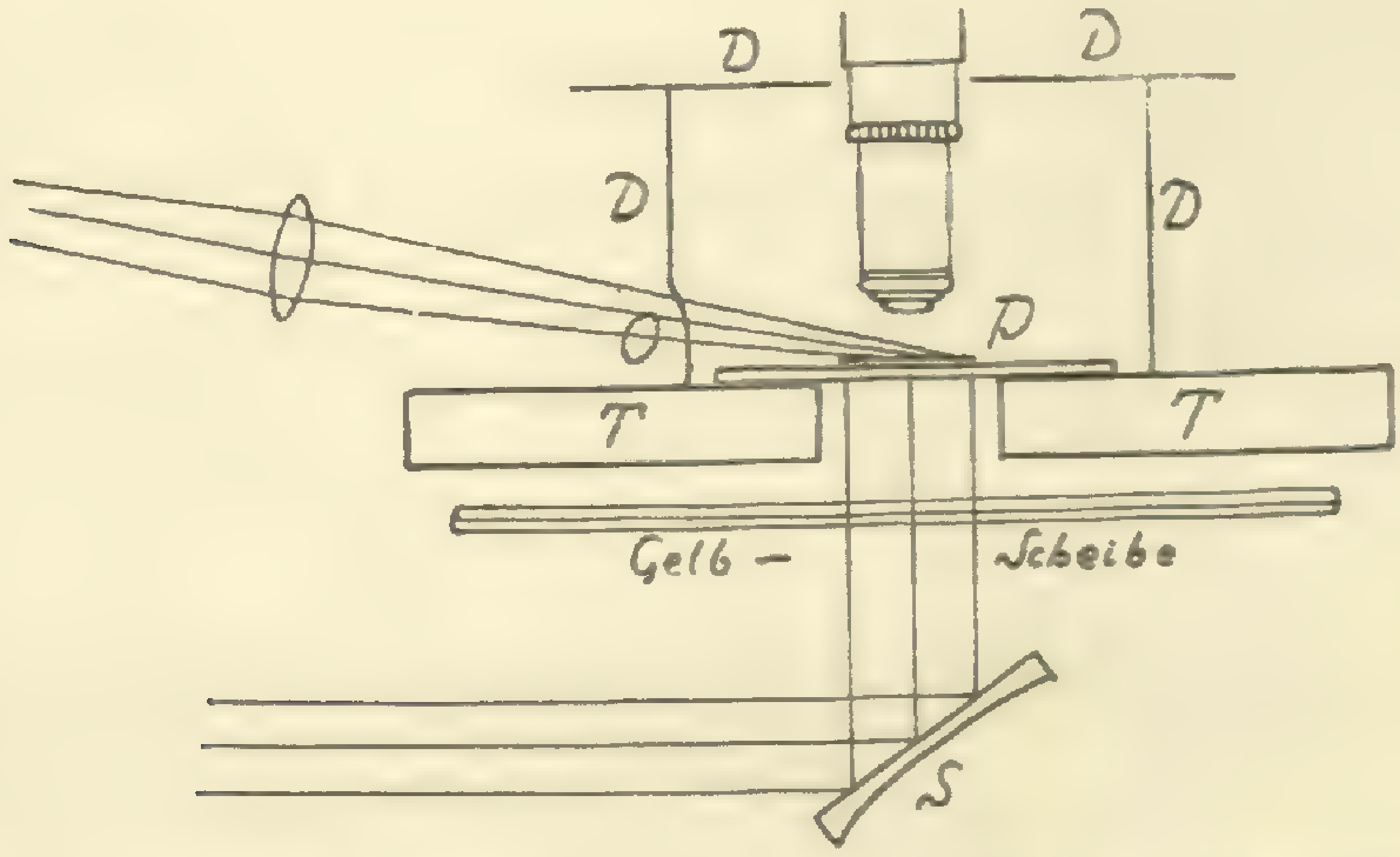


Fig. 2. DD = schwarzer Kartonzylinder mit Deckel, O = Lichtöffnung darin. T = Tisch, S = Spiegel des Mikroskops, P = Präparat.

Ferner konnte ich mit der beschriebenen Versuchsanordnung schön demonstrieren, daß Euglenen phototaktische Richtungsbewegungen ausführen, also auch topotaktisch reagieren, nicht nur Schreckbewegungen ausführen, wie es seit ENGELMANNs[1]) Untersuchungen allgemein bekannt ist[2]).

2. Aber gerade die Reaktionen auf Lichtschwankungen lassen

---

1) PFLÜGERs Archiv Bd. 29, 1882.

2) Über totopophtotaktische Reaktion bei Euglenen berichten STAHL (Botan. Ztg. 1880, S. 30) und MOLISCH (Purpurbakterien Jena 1907, S. 36). Gegen chemische Reizmittel reagieren sie ebenfalls sowohl photo- wie topotaktisch. Bei *Volvox* konnte ich keine Zeichen typischer Schreckbewegung bei plötzlichem Lichtwechsel bemerken, sondern nur ein tangentiales Abirren nach der Berührung eines sehr hellen Lichtfleckes. Das genügt aber wohl zum Verständnis ihres Verhaltens am Rande eines Schattens. Vgl. die einleuchtende diesbezügliche Bemerkung bei JOST, „Vorles. über Pflanzenphysiologie“, 1. Aufl. 1904, S. 678.

sich nach meiner Methode besonders gut zeigen. Wird ein Euglenenpräparat mit hellem, weißem Licht von unten beleuchtet, oben aber mit einem geschlossenen Kartonzylinder verdunkelt, so schwimmen die Individuen in annähernd geraden Bahnen durcheinander. Wird nun unter ständiger Beobachtung plötzlich eine Gelbscheibe zwischen Spiegel und Tischöffnung geschaltet, so stutzen die Euglenen nach kurzer Induktionszeit plötzlich und drehen sich am Fleck 4—6 mal und öfter um sich selbst, wobei sie oft im Bogen zusammengekrümmt erscheinen. Selbst bei 500 facher Vergrößerung sind im gelben Licht noch alle Einzelheiten zu sehen, während bei Einschaltung eines dunklen Körpers nach der alten Methode eine Beobachtung fast unmöglich wird. Nach einiger Zeit werden auch bei gelber Beleuchtung die Bewegungen wieder normal, was sofort eintritt, wenn die Gelbscheibe wieder entfernt wird.

Ich sehe in diesem Verhalten eine Widerlegung der FRANCÉschen Auffassung[1], die in den Bewegungen beim Wiedergewinnen einer hellen Zone im Präparat den Beweis einer psychisch bewußten Sinnestätigkeit sieht. Solche scheinbare Suchbewegungen sind vielmehr zusammengesetzt aus Schreckbewegung und topischer Richtungsbewegung, die sich bei geeigneter Versuchsanordnung leicht trennen lassen. FRANCÉ konnte das bei seinen, nur den einen ENGELMANNschen Versuch nachahmenden Experimenten nicht so gut auseinanderhalten, und er beobachtete offenbar nicht, daß auch plötzlich ins Finstere versetzte Euglenen Drehbewegungen ausführen: nach dem starken Sprung von sehr hell zu fast völlig dunkel aber mit solcher Intensität und maschinenmäßiger Exaktheit, daß von einem Suchen nach dem Hellen, wie es etwa auch in völliger Finsternis stattfinden könnte, keine Rede sein kann.

3. ENGELMANN[2]) hat bekanntlich das beschriebene Verhalten der Euglenen und anderer Organismen, auf plötzlicher Verdunkelung mit Aufhören der geradlinigen Fortbewegung und Drehung, also mit „Schreckbewegung" zu reagieren, zur Darstellung der sogenannten Lichtfalle benutzt. Das ist ein kleiner heller Fleck im dunklen Gesichtsfeld, aus dem die genannten Organismen, einmal hineingelangt, nicht mehr herauskönnen und sich so in Masse ansammeln. Auch hier gelang es mir, eine kleine Verbesserung anzubringen, die es erlaubt, einen weißen Fleck im gelben, anstatt im dunklen Gesichtsfeld herzustellen und so die Organismen auch

---

[1] „Die Lichtsinnesorgane der Algen" Stuttgart 1908.

[2] PFLÜGERs Archiv f. d. gesamte Physiol. 1882. Bd. 29.

außerhalb der Lichtfalle zu verfolgen. Man projiziert zu diesem Zwecke, ENGELMANN[1] folgend, mit Hilfe des Beleuchtungsapparates (oder besser eines ähnlich wirkenden, nur farbenkorrigierten mikroskopischen Objektives) eine einfache kleine Gelatinegelbscheibe, in der sich ein farbloser Kreis von etwa 5 mm Durchmesser befindet, in die Ebene des Präparates. Fig. 3 u. 4. Die Einstellung des Bildes der Gelbscheibe mit ihrem weißen Fleck geschieht durch Heben und Senken des Beleuchtungsapparates, bis die Ränder des Loches gleichzeitig mit den zu beobachtenden Organismen scharf erscheinen.

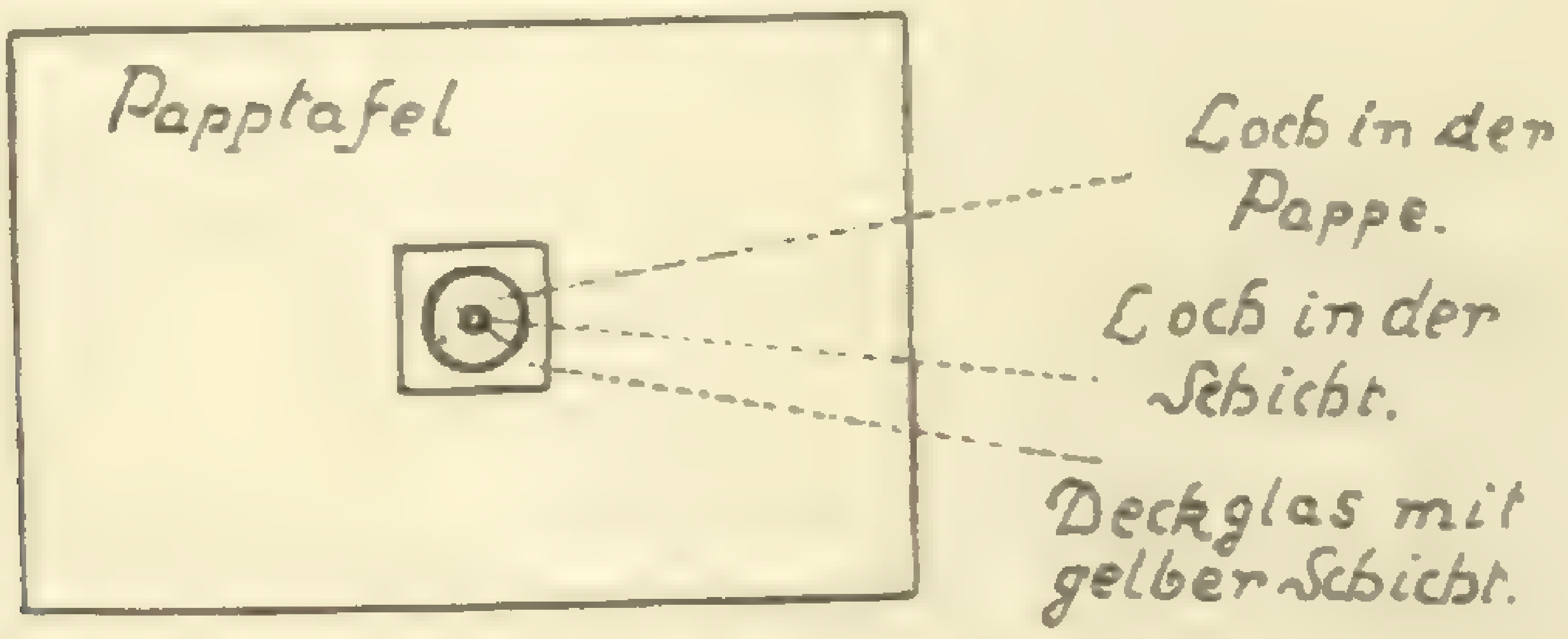


Fig. 3.

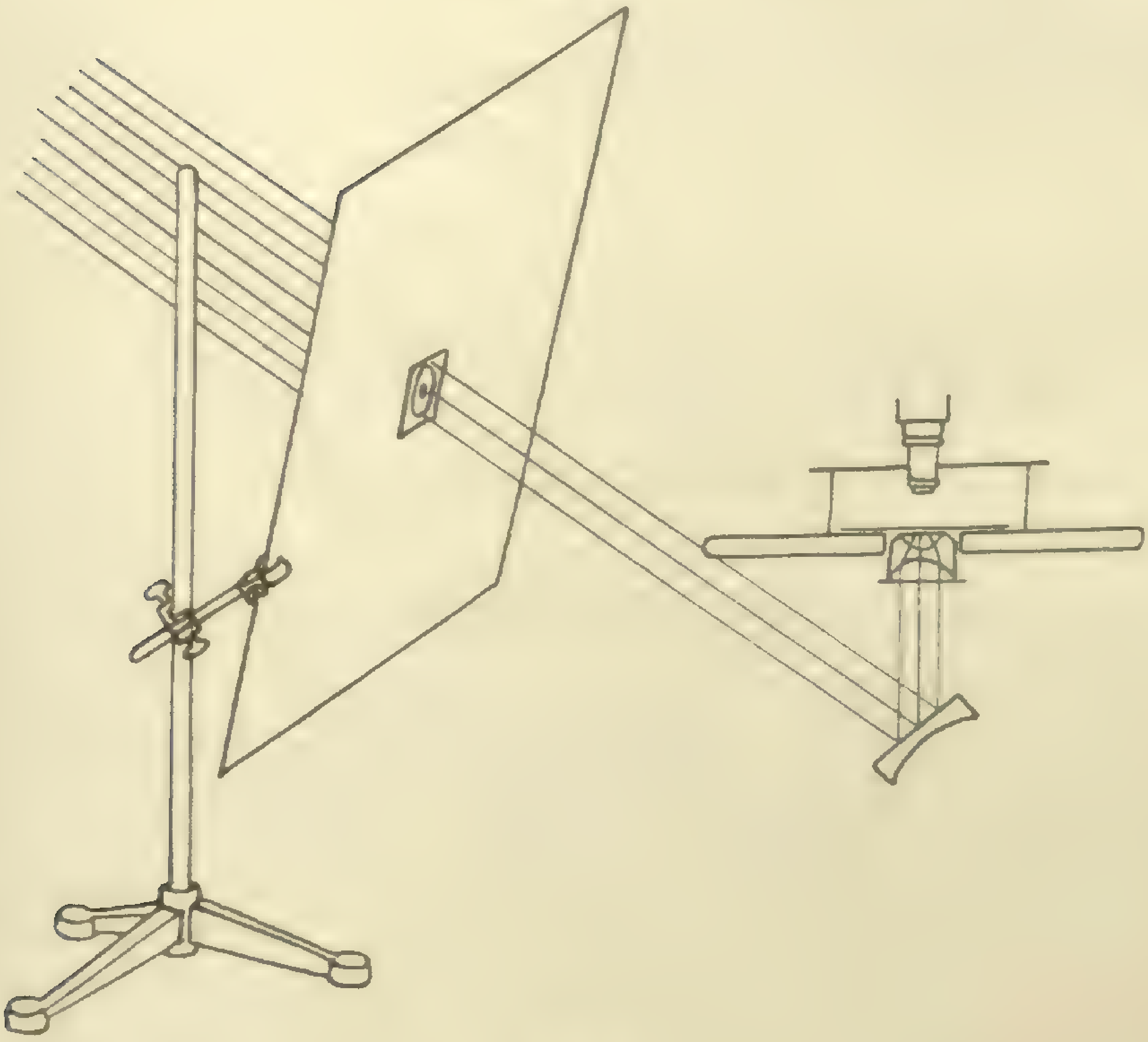


Fig. 4.

Für diesen Zweck benutze ich große, starke Deckgläser als Träger der Gelatineschicht. Ein scharf begrenztes Loch entsteht durch Aufbringen eines Tropfens Salzsäure und Entfernen der nach einiger Zeit erweichten Gelatine mit einem feuchten Haarpinsel. Mit sehr wenig

---

[1] Vgl. PFLÜGERs Archiv für die gesamte Physiologie. Bd. 26, S. 538.

Ammoniak können die durch die Säure rot gefärbten Ränder wieder gelb gemacht werden. Das Deckglas befestige ich mit Klebstreifen vor ein Loch in einer größeren Papptafel so, daß es über dessen Ränder greift und das kleinere Loch in der gelben Schicht sich in dessen Mitte befindet. Fig. 3. Die das weiße Licht abhaltende Pappe wird an einem Stativ schräg befestigt, so daß sie senkrecht zum Gang der Lichtstrahlen steht, und ihr Loch wird mit Tageslicht oder Auerlampe und Schusterkugel hell beleuchtet. Bei einer gewissen Stellung des Planspiegels und des Abbeschen Beleuchtungsapparates erscheint dann der weiße Fleck im gelben Gesichtsfeld, an dessen Rand die hineingelangten Euglenen zurückschrecken. Bei schwächerem Licht oder höher gestimmten Individuen kommt es auch häufig vor, daß sie erst nach Überschreitung der Grenze im Bogen umkehren, um sich schließlich im Lichtkreis anzusammeln. Wird durch eine kleine Drehung des Mikroskopspiegels der weiße Fleck verschoben, so zerstreuen sich die, nunmehr im gelben Feld befindlichen Organismen sehr bald, um sich neuerdings in der Lichtfalle anzusammeln. Alle diese Bewegungen lassen sich über das ganze Gesichtsfeld, auch mit stärkster Vergrößerung verfolgen, und man hat so Gelegenheit zum Studium feinerer Einzelheiten, wie sie mit den älteren Hilfsmitteln nicht zu gewinnen war[1]).

4. Die für die Untersuchung lichtreizbarer Organismen in bezug auf ihr Verhalten anderen, z. B. chemischen Reizen gegenüber, unter Ausschaltung der phototaktischen Bewegungen, benutzte Versuchsanstellung ähnelt der unter I A 3 für die Vorbereitung heliotropischer Experimente beschriebenen, da es in beiden Fällen auf völligen Abschluß wirksamen Lichtes ankommt.

Man arbeitet also am besten im Dunkelzimmer bei gelber Beleuchtung. Hier leistete mir die von mir[2]) angegebene Laterne gute Dienste. Vor ihre beiden Lichtöffnungen kamen zwei Kuvetten mit gelber Lösung, und es ließen sich dann gleichzeitig 6 Mikroskope mit unwirksamem Licht versehen, was bei länger andauernden Einzelversuchen sehr bequem ist. Leider sind meine Versuche mit Euglenen und anderen Flagellaten, die in einem Bottich mit faulenden *Acorus*rhizomen auftraten, infolge plötzlichen Ausgehens des Materials nicht zu einem Abschluß gebracht worden. Meine *Euglena gracilis* verhielt sich jedenfalls in manchen Punkten anders als die von FRANK[1]) benutzte, die aus ZUMSTEINs[2]) Reinkultur stammte. Eine solche herzustellen, ist mir nach der angegebenen, mannigfach variierten Methode trotz aller Mühe nicht gelungen[3]).

---

[1]) Neuerdings gelang mir auf dieselbe Weise auch die von Senn (Gestalts- und Lageveränderungen der Pflanzenchromatophoren, Leipzig 1908, S. 37) beschriebene Ansammlung der Vaucheria-Chloroplasten im Lichtfleck.

[2]) Cohns Beiträge zur Biologie 1907, S. 269.

In ähnlicher Weise, wie ich das für einige Fälle geschildert habe, können die beschriebenen Farbstofflösungen und Filterplatten sicher noch den verschiedensten physiologischen Zwecken dienen. Immer, wo es darauf ankommt, Organismen zu verdunkeln ohne sie unsichtbar zu machen, ist die Methode von Wert.

Breslau, Pflanzenphysiologisches Institut, September 1908.

---

67. S. Kostytschew: Über den Zusammenhang der Sauerstoffatmung der Samenpflanzen mit der Alkoholgärung.

(Vorläufige Mitteilung)

(Eingegangen am 5. Oktober 1908.)

Bis auf die letzte Zeit hin wurde das Studium der Pflanzenatmung nur der Einwirkung verschiedener Faktoren auf den Gaswechsel gewidmet; das Wesen der bei dem komplizierten Prozesse der vitalen Oxydation stattfindenden Stoffumwandlungen bleibt aber bis jetzt noch vollkommen unaufgeklärt, zumal da die Oxydasen, den neueren Untersuchungen nach, nicht imstande sind eine direkte Verbrennung der Kohlenhydrate zu bewirken[4]); es muß also vorausgesetzt werden, daß die Moleküle der zu verbrennenden Stoffe zunächst durch vorbereitende Prozesse gelockert bzw. gespalten werden. In dieser Hinsicht kommt vor allem die anaërobe Atmung in Betracht, deren Zusammenhang mit der Sauerstoffatmung als festgestellt anzusehen ist. GODLEWSKI und POLZENIUSZ[1]) haben fernerhin nachgewiesen, daß die anaërobe Atmung der Pflanzen bei Zuckerverarbeitung mit der typischen Zymasegärung identisch ist[2]); die Resultate der genannten Forscher wurden späterhin von verschiedenen Seiten bestätigt[3]). Vom theoretischen Standpunkte aus kommen hinsichtlich der Rolle der Zymase im Atmungsprozesse folgende Möglichkeiten in Betracht.

---

[1] Botan. Zeitg. 1904 „Kultur und chemische Reizerscheinungen der *Chlamydomonas tingens.*"

[2] Jahrb. f. wissensch. Bot. 1899. „Zur Morphologie und Physiologie der *Euglena gracilis*".

[3] Gegen Säuren verhielt sich z. B. mein Material, das im Gegensatz zu FRANKs aus neutraler Lösung stammte, immer negativ, dagegen reagierte es auf Glukose, NH_4NO_3 und KNO_3 positiv, wo FRANK keine Reaktion bemerkte. Auffallend war auch die stark positive Reaktion gegen Siegellack, sowie gegen eine Abkochung von solchem, die sich in einer Kapillare befand. Schellack wirkte nicht. Die chemotaktische Reizbarkeit ist viel ausgedehnter als bei den meist studierten Bakterien und Samenfäden.

[4] BERTRAND, Comptes rendus **122**, S. 1132, 1896; PORTIER, Les oxydases dans la série animale, Paris 1897.

1. Die Zymase der Samenpflanzen ist mit derjenigen der Hefe nicht vollkommen identisch, indem erstere nur bei Sauerstoffabschluß wirksam ist. Diese Voraussetzung haben PALLADIN und ich[4]) dadurch entkräftet, daß die Zymase erfrorener Erbsensamen in unseren Versuchen bei vollem Sauerstoffzutritt und bei Abwesenheit der Bakterien arbeitete.

2. Die Alkoholgärung der Samenpflanzen findet bei vollem Sauerstoffzutritt statt, hat aber mit der Sauerstoffatmung nichts zu tun. Diese Ansicht wurde von POLOWZOW ausgesprochen[5]), der in Erbsen- und Maissamen Alkoholbildung bei Luftzutritt beobachtete. Die aërobe Alkoholbildung wurde auch von BERTHELOT[6]), MAZÉ[7]) und DEVAUX[8]) in verschiedenen Pflanzen wahrgenommen. Ist obige Voraussetzung POLOWZOWs richtig, so müssen bei Sauerstoffzutritt und Sauerstoffabschluß gleiche Alkoholmengen gebildet werden; bisher wurden aber derartige quantitative Alkoholbestimmungen noch nicht ausgeführt.

3. Die Alkoholgärung ist die Anfangsstufe der Sauerstoff-

---

[1]) GODLEWSKI und POLZENIUSZ, Bullet. de l'Acad. des sciences. Cracovie 1901, S. 227.

[2]) Wenn anderweitige Stoffe als Atmungsmaterial dienen, so findet zuweilen gar keine Alkoholbildung bei Sauerstoffabschluß statt, wie ich es neuerdings an *Agaricus campestris* dargetan habe (diese Berichte **25**, S. 188, 1907 und **26**a, S. 167, 1908). In der vorliegenden Abhandlung will ich mich aber nur mit der Zuckerveratmung befassen.

[3]) GODLEWSKI, Bullet. de l'Acad. des sc. de Cracovie 1904, S. 115; STOKLASA, Hofmeist. Beiträge **3**, S. 460, 1903; NABOKICH, diese Berichte **21**, S. 398, 1903.

[4]) PALLADIN und KOSTYTSCHEW, Zeitschr. f. physiol. Chemie **48**, S. 214, 1906.

[5]) POLOWZOW, Mémoires de l'Acad. des sc. de St. Petersb. sér. 8, t. 12, No. 7, 1901.

[6]) BERTHELOT, Comptes rendus **128**, S. 1366, 1899.

[7]) MAZÉ, ebenda **128**, S. 1608, 1899.

[8]) DEVAUX, Mémoires de la soc. des sciences physiques et naturelles. Bordeaux, 1899, 15 juin.

atmung; der durch Zymase gebildete Alkohol wird dann durch den Eingriff oxydierender Enzyme zu CO_2 und H_2O verbrannt.

4. Die Alkoholgärung ist die Anfangsstufe der Sauerstoffatmung; bei Luftzutritt wird aber unter normalen Verhältnissen auch vorübergehend kein Alkohol gebildet: es werden nur die Zwischenprodukte der Alkoholgärung bei der Atmung oxydiert. Dies ist die Ansicht GODLEWSKIs[1]).

5. Die Alkoholgärung der Samenpflanzen bildet das Anfangsstadium der Sauerstoffatmung; der Alkohol wird aber nicht zu CO_2 und H_2O verbrannt, sondern ausschließlich zu den Zwecken des Bauwechsels verwendet. Diese Anschauung hat MAZÉ[2]) ausführlich entwickelt. Durch nachfolgende Untersuchungen von MAZÉ und PERRIER[3]) wurde aber festgestellt, daß Äthylalkohol für Samenpflanzen gar keinen Nährwert hat und unter Umständen selbst giftig ist.

Aus obiger Zusammenfassung ist ersichtlich, daß die Frage der Rolle der Zymase im Atmungsprozesse bisher vollkommen unaufgeklärt ist. Meine eigenen Untersuchungen haben den Zweck, eine experimentelle Erforschung dieser Frage einzuleiten. Es ist von vornherein leicht begreiflich, daß eine derartige Untersuchung auf manche ernste Schwierigkeiten stoßen muß und daher nur durch gemeinsame Anstrengungen mehrerer Forscher mit gutem Erfolge durchzuführen ist; die von mir erhaltenen spärlichen Resultate sollen freilich nur zur vorläufigen Orientierung im verwickelten Gebiete der physiologischen Zuckerverbrennung dienen. Eine ausführliche Beschreibung der einzelnen Versuche und der angewandten Methoden wird in der „Biochemischen Zeitschrift" erscheinen; hier will ich nur einige Versuchsresultate wiedergeben, die vom theoretischen Standpunkte aus interessant erscheinen können.

Vor allem mußte festgestellt werden, ob die Alkoholgärung der Samenpflanzen durch Sauerstoffzutritt tatsächlich gar nicht gehemmt wird, wie es POLOWZOW[4]) voraussetzt. Der genannte Forscher hat gefunden, daß unversehrte Erbsensamen Alkohol bei vollem Luftzutritt produzieren. MAZÉ[5]) vermochte dagegen nur in den vom Embryo abgetrennten Samenlappen Alkoholbildung bei Luftzutritt wahrzunehmen. GODLEWSKI[6]) behauptet, daß in den

---

[1]) GODLEWSKI, Bull. de l'Acad. des sciences de Cracovie 1904, S. 115.

[2]) MAZÉ, Annales de l'Institut Pasteur, **16**, S. 195, 346 und 433; 1902.

[3]) MAZÉ, und PERRIER, ebenda **18**, S. 721; 1904.

[4]) POLOWZOW, l. c.

[5]) MAZÉ, Annales de l'Inst. Pasteur, **16**, S. 195, 1902.

[6]) GODLEWSKI, Bullet. de l'Acad. des sciences de Cracovie 1904, S. 115.

POLOWZOWschen Versuchen keine genügende Aëration erzielt werden konnte. Meine eigenen Versuche wurden in folgender Weise ausgeführt. Eingeweichte Erbsensamen wurden in zwei gleiche Portionen geteilt. Die eine Portion wurde sofort zur Alkoholbestimmung verwendet, die andere wurde im lebhaften Strome der mit Wasserdampf gesättigten Luft mehrere Stunden hindurch belassen, dann ebenfalls zur Alkoholbestimmung verwendet. Bei den von mir angewendeten Methoden war ein Verlust des Alkohols durch Verdunstung nicht möglich. Es ergab sich, daß unversehrte Erbsensamen tatsächlich eine geringe Alkoholbildung bei Luftzutritt bewirken, die aber nur auf die Anwesenheit der derben Schale zurückzuführen ist: geschälte Erbsensamen bewirken keine Alkoholbildung bei Luftzutritt, sie konsumieren vielmehr bei genügender Aëration den vorher bei Luftabschluß gebildeten Alkohol. Ebenso verhalten sich die vom Embryo abgetrennten Erbsensamenlappen. Von den mehreren gut übereinstimmenden Daten mögen folgende mitgeteilt werden.

Versuch 1.

Eingeweichte unversehrte Erbsensamen. Zwei Portionen zu je 500 Stück. Portion A (372 g) wurde sofort zur Alkoholbestimmung verwendet, Portion B (371 g) wurde vorher 5 Stunden lang im Luftstrome belassen, dann ebenfalls zur Alkoholbestimmung verwendet.

A. Kontrollportion $C_2H_5OH = 108{,}0$ mg
B. Versuchsportion $C_2H_5OH = 158{,}2$ „

Versuch 5.

Eingeweichte und abgeschälte Erbsensamen. Zwei Portionen zu je 500 Stück. Beide Portionen wurden 4 Stunden lang im Wasserstoffstrome belassen. Portion A wurde alsdann sofort zur Alkoholbestimmung verwendet, Portion B aber erst nach 12stündiger Luftdurchleitung.

A. Kontrollportion $C_2H_5OH = 312{,}1$ mg
B. Versuchsportion $C_2H_5OH = 45{,}9$ „

Versuch 8.

Zwei Portionen der von den Keimen abgetrennten Erbsensamenlappen zu je 1000 Stück. Beide Portionen wurden 6 Stunden lang im Wasserstoffstrome belassen. Portion A wurde dann sofort

Portion B erst nach 15½ stündiger Luftdurchleitung zur Alkoholbestimmung verwendet.

A. Kontrollportion $C_2H_5OH = 242{,}0$ mg
B. Versuchsportion $C_2H_5OH = 93{,}7$ „

Durch obige Versuche wurde die bisher so verwickelte Frage der Alkoholgärung der Samenpflanzen bei Luftzutritt in der Weise beantwortet, daß bei wirklich vollkommener Aëration auch die sonst so tüchtigen Gärungserreger wie Erbsensamen keine Spur Alkohol bilden. Es ist also ersichtlich, daß die Alkoholgärung der Samenpflanzen ein von der Sauerstoffabsorption nicht unabhängiger Prozeß ist. Die Tätigkeit der Zymase in Samenpflanzen hat bei Sauerstoffzutritt unter normalen Umständen keine Alkoholbildung zur Folge. Dies ist nur in der Weise erklärlich, daß entweder der Alkohol selbst oder die Zwischenprodukte der Alkoholgärung bei der Atmung oxydiert werden. Eine nähere Untersuchung ergab, daß eine direkte Oxydation des Alkohols wenig wahrscheinlich ist. Es wurde zwar in abgeschälten Erbsensamen Alkoholverbrauch wahrgenommen, doch hatte das Abschälen der Samen einen kolossalen Aufschwung der Sauerstoffabsorption zur Folge $\left(\frac{CO_2}{O_2} = 0{,}28 \text{ bis } 0{,}37\right)$, die keineswegs als eine normale Erscheinung anzusehen ist. Andererseits ergab es sich, daß die CO_2-Produktion der abgeschälten Samen durch den Alkoholkonsum durchaus nicht erhöht wird; eine Oxydation des Zwischenproduktes sollte aber schneller erfolgen als eine Oxydation des ursprünglichen Reservematerials. Besonders überzeugend sind die mit Weizensamen und Weizenkeimen ausgeführten Versuche: es ergab sich, daß die genannten Objekte keine Spur Alkohol zu oxydieren vermögen, während Zucker von den Weizenkeimen schnell resorbiert und veratmet wird. Folgender Versuch wurde mit Weizensamen ausgeführt.

Versuch 16.

Zwei Portionen der eingeweichten Weizensamen zu je 430 g. Beide Portionen wurden 25 Stunden lang im Wasserstoffstrome belassen, dann wurde Portion A sofort zur Alkoholbestimmung verwendet; Portion B wurde noch 10 Stunden lang im Luftstrome belassen, dann ebenfalls zur Alkoholbestimmung verwendet.

A. Kontrollportion $C_2H_5OH = 324{,}7$ mg
B. Versuchsportion $C_2H_5OH = 318{,}7$ „

Die Differenz bleibt innerhalb der Grenzen der Versuchsfehler.

Ein genau auf dieselbe Weise mit Weizenkeimen ausgeführter Versuch ergab eben dasselbe Resultat. Der folgende Versuch wurde nach einer modifizierten Methode angestellt: in diesem Versuche wurden Weizenkeime direkt in alkoholhaltigem Wasser eingeweicht, indem durch Vorversuche festgestellt worden war, daß verschiedene im Wasser gelöste Stoffe von den Keimen sehr schnell aufgenommen und eventuell auch verarbeitet werden. Hiernach sind Weizenkeime als ein für physiologisch-chemische Untersuchungen ganz hervorragend geeignetes Material anzusehen.

Versuch 15.

Zwei Portionen der in 2proz. Alkohol eingeweichten Weizenkeime. Portion A (120 g) wurde sofort, Portion B (150 g) erst nach 6stündiger Luftdurchleitung zur Alkoholbestimmung verwendet.

A. Kontrollportion (120 g) $C_2H_5OH = 825{,}0$ mg
B. Versuchsportion (150 g) $C_2H_5OH = 1035{,}5$ „

Wenn man die in der Versuchsportion ermittelte Alkoholmenge auf 120 g des Versuchsmaterials berechnet, so erhält man: $C^2H^5OH = 828{,}4$ mg (Kontroll-$C^2H^5OH = 825{,}0$ mg).

Versuch 19.

Zwei Portionen der eingeweichten Weizenkeime zu je 67 g. Portion A wurde in destilliertem Wasser, Portion B wurde in alkoholhaltigem Wasser eingeweicht. Im Verlaufe von $2^1/_2$ Stunden haben beide Portionen folgende CO_2-Mengen im Lufststrome produziert.

A. Kontrollportion (Wasser) $CO_2 = 119{,}4$ mg
B. Versuchsportion (Alkohol) $CO_2 = 114{,}1$ „

Aus obigen Versuchen ist ersichtlich, daß bei der Sauerstoffatmung der Pflanzen keine Oxydation des vorher gebildeten Alkohols stattfindet. Es bleibt also nur die Voraussetzung übrig, daß Zwischenprodukte der Alkoholgärung bei der Sauerstoffatmung oxydiert werden. Diese Annahme wurde tatsächlich durch meine Versuche unterstützt. Diese Versuche wurden folgendermaßen ausgeführt: gleiche Gewichtsmengen der Weizenkeime wurden im Wasser bzw. in verschiedenen Lösungen eingeweicht und dann gleichzeitig für die CO_2-Bestimmungen verwendet. Vorversuche ergaben, daß gleiche Gewichtsmengen der unter gleichen Verhältnissen eingeweichten Keime gleiche CO_2-Mengen abscheiden. Wenn also durch die Aufnahme einer bestimmten Substanz eine Steigerung der CO_2-Produktion der Keime hervorgerufen wird, so darf man annehmen, daß die genannte Substanz ein sehr geeignetes Atmungsmaterial ist. Folgende Versuche zeigen, daß im Atmungsprozesse der Weizenkeime nicht etwa eiweißartige Substanzen, sondern direkt Glukose oxydiert wird.

Versuch 22.

Zwei Portionen der eingeweichten Keime zu je 31 g. Portion A wurde im Wasser, Portion B wurde in 5proz. Glukoselösung 1 Stunde lang eingeweicht. Luftstrom; Versuchsdauer 7 Stunden.

A. Kontrollportion (Wasser) CO_2 = 88,4 mg
B. Versuchsportion (Glukoselösung) CO_2 = 133,9 „

Versuch 23.

Zwei Portionen der eingeweichten Keime zu je 30 g. Portion A wurde im Wasser, Portion B wurde in 3proz. Peptonlösung 2 Stunden lang eingeweicht. Luftstrom; Versuchsdauer 4 Stunden.

A. Kontrollportion (Wasser) CO_2 = 86,1 mg
B. Versuchsportion (Peptonlösung) CO_2 = 87,5 „

In den weiter folgenden Versuchen wurde die Versuchsportion der Keime in den durch Zymin vergorenen Glukoselösungen eingeweicht. Sind die Zwischenprodukte der Alkoholgärung zugleich Zwischenprodukte der vitalen Oxydation des Zuckers, so ist zu erwarten, daß sie noch stärker als Zucker die Atmungsenergie der Keime steigern. Diese Voraussetzung hat sich in den nunmehr folgenden Versuchen bestätigt. Eine enzymatische Zuckervergärung wurde aus dem Grunde bevorzugt, da hierbei größere Mengen der Zwischenprodukte entstehen als bei einer Zuckervergärung durch lebende Hefe.

Versuch 27.

Zwei Portionen der eingeweichten Weizenkeime zu je 26 g. Die Versuchsportion B wurde in einer nicht total vergorenen Glukoselösung eingeweicht. (Glukosegehalt dieser Lösung 2,115 g in 250 cc.) Die Kontrollportion A wurde in einer künstlich hergestellten Lösung von Glukose in destilliertem Wasser eingeweicht.

Der Glukosegehalt der nicht vergorenen Lösung war eben derselbe, wie derjenige der vergorenen Flüssigkeit. Luftstrom; Versuchsdauer 4 Stunden.

A. Kontrollportion (Glukoselösung) $CO_2 = 63,3$ mg
B. Versuchsportion (vergorene Lösung) $CO_2 = 96,8$ „

Die in der vergorenen Lösung eingeweichte Portion hat also um 53 pCt. mehr CO_2 produziert als die in Zuckerlösung eingeweichte, obschon letztere freilich eine im Vergleich zu den normalen Verhältnissen bereits gesteigerte Atmungsenergie aufwies.

Im folgenden Versuche wurde eine total vergorene Glukoselösung den Weizenkeimen zur Verfügung gestellt.

Versuch 28.

Zwei Portionen der eingeweichten Weizenkeime zu je 26 g. Die Kontrollportion A wurde im Wasser eingeweicht, die Versuchsportion B aber in einer durch Zymin total vergorenen Glukoselösung, welche CuO nicht reduzierte. Luftstrom; Versuchsdauer $4^1/_2$ Stunden.

A. Kontrollportion (Wasser) $CO_2 = 84,4$ mg
B. Versuchsportion (vergorene Lösung) $CO_2 = 115,8$ „

In den beiden letzten Versuchen haben sich die Keime der Versuchsportionen infolge sehr starker Sauerstoffabsorption schwarz gefärbt; die oxydierenden Faktoren haben höchstwahrscheinlich an der Grenze ihrer Leistungsfähigkeit gearbeitet. *Diese Ergebnisse sprechen zugunsten der Annahme, daß Zwischenprodukte der Alkoholgärung bei der Sauerstoffatmung der Samenpflanzen tatsächlich oxydiert werden.*

In weiteren Versuchen habe ich den Einfluß einzelner Bestandteile der vergorenen Lösungen auf die Atmung der Weizenkeime geprüft. Es ergab sich, daß weder Milchsäure (frei oder an NH^3 gebunden), noch organische bzw. anorganische Phosphate die Atmungsenergie der Weizenkeime zu steigern vermögen. Ich habe u. a. die phosphorhaltige organische Substanz isoliert, die von HARDEN und JOUNG[1]) und späterhin von IWANOFF[2]) in vergorenen Zuckerlösungen aufgefunden worden war. Die genannte Substanz hat

---

1) HARDEN and JOUNG, The journ. of physiology **32**. Nr. 1; Proceed. of the physiol. Soc. Nov. 1904.

2) IWANOFF, Zeitschrift für physiolog. Chemie **50**, S. 281, 1906—1907.

aber einen nur unbedeutenden Aufschwung der Atmungsenergie hervorgerufen; ihre Wirkung war schwächer als diejenige der nicht vergorenen Glukoselösungen. Eine weitere regelmäßige Untersuchung der in den Anfangsstadien des Atmungsprozesses stattfindenden Stoffumwandlungen wird offenbar nur zu der Zeit möglich sein, wo wir bessere Kenntnis der Zwischenphasen der Alkoholgärung erwerben werden. Glücklicherweise hat gegenwärtig diese an und für sich so wichtige Frage ein allgemeines Interesse auf sich gezogen und eine experimentelle Untersuchung des genannten Gegenstandes wird hoffentlich nicht lange mehr auf sich warten lassen.

Überblicken wir die Ergebnisse der vorliegenden Arbeit, so ist es ersichtlich, daß von den im Anfang meiner Abhandlung zusammengestellten Hypothesen nur die Annahme einer Oxydation der Zwischenprodukte der Alkoholgärung im Atmungsprozesse mit den experimentell festgestellten Tatsachen in Einklang zu bringen ist. Sollte obige Annahme tatsächlich die richtige sein, so wäre Äthylalkohol nur als ein Nebenprodukt der Atmung anzusehen, das unter normalen Verhältnissen nicht gebildet wird. Das von einigen Verfassern[1]) beobachtete Auftreten geringer Alkoholmengen in Rebenblättern und anderen Pflanzen wäre hiernach in der Weise zu deuten, daß die Oxydationstätigkeit im Organismus mit den primären Spaltungsprozessen nicht immer gleichen Schritt hält; infolgedessen wird ein Teil der Spaltungsprodukte des Zuckers beim Überwiegen der primären Prozesse nicht sofort durch oxydierende Enzyme angegriffen, sondern durch Gärungsenzyme zu Alkohol und Kohlensäure verarbeitet.

Herrn Professor W. PALLADIN, in dessen Laboratorium meine Untersuchungen ausgeführt worden waren, drücke ich meinen tiefsten und aufrichtigsten Dank aus.

St. Petersburg. Botanisches Institut der Universität.

---

[1]) BERTHELOT, Comptes rendus **128**, S. 1366, 1899; MAZÉ ebenda **128**, S 1608, 1899; DEVAUX, Mémoires de la société des sciences physiques et naturelles, Bordeaux, 1899, 15 juin; Comptes rendus **128**, S. 1346, 1899.

68. Adolf Sperlich: Ist bei grünen Rhinanthaceen ein von einem pflanzlichen Organismus ausgehender äußerer Keimungsreiz nachweisbar?

(Eingegangen am 7. Oktober 1908.)

HEINRICHERs umfangreiche und noch nicht abgeschlossene Studien über die grünen Halbschmarotzer aus der Gruppe der Rhinanthaceen werfen auch auf deren Keimungsverhältnisse, die in ihrer Gänze gewiß nicht leicht zu überschauen, einiges Licht[1]).

Aus einer Reihe von Einzelaussaaten, die mein verehrter Lehrer zur Beantwortung verschiedener Fragen vorgenommen hat, ergibt sich mit Bestimmtheit, daß die Samen der untersuchten Typen zu keimen vermögen, ohne von einem in der Nähe befindlichen pflanzlichen Organismus hierzu angeregt zu werden[2]). Ich fand diese Tatsache durch Kulturversuche, die ich seinerzeit mit zwei *Alectorolophus*-Arten zum Probleme der Eiweißkristalle im Zellkerne angestellt hatte[3]), bestätigt und doch ist die im Titel des vorliegenden Aufsatzes aufgeworfene Frage vollkommen berechtigt. Ihre Berechtigung gründet sich zunächst auf folgende Überlegung:

Innerhalb der Rhinanthaceen hat HEINRICHER rücksichtlich ihres Parasitismus eine Reihe fortschreitender Grade aufgedeckt, deren Anfang bei verhältnismäßig selbständig entwicklungsfähigen Salzschmarotzern zu suchen ist und deren Endglied die holoparasitische *Lathraea* darstellt. Das am deutlichsten ausgeprägte Bindeglied zwischen jenen und dieser ist *Tozzia*, welcher sich in gewisser Beziehung bestimmte Arten der Gattung *Melampyrum* anschließen, wie in einer demnächst erscheinenden Studie HEINRICHERs über dieses Genus näher dargelegt werden wird. Der hohe Grad von Parasitismus, den *Lathraea* erreicht hat, äußert sich auch in der Keimung ihrer Samen: wie seinerzeit KOCH für die Orobancheen[1]) so hat HEINRICHER für *Lathraea*[2]) einwandfrei nachweisen können, daß ihre Samen nur bei Anwesenheit einer Wirtspflanze keimen.

---

[1]) Vgl. die grünen Halbschmarotzer I, Jahrb. f. wissensch. Bot. 1897 Bd. XXXI, H. 1, S. 78--82; die grünen Halbschmarotzer II, ebenda 1898, Bd. XXXII. H. 3, S. 413—415; die grünen Halbschmarotzer III, ebenda 1901, Bd. XXXVI, H. 4, S. 668—669 u. S. 688—692.

[2]) Es hat dies allerdings schon früher KOCH ausgesprochen (Zur Entwicklungsgeschichte der Rhinanthaceen-*Rhinanthus minor*, Jahrb. f. wissensch. Bot. 1879, Bd. XX, H. 1), einwandfrei begründet wurde die Tatsache aber erst durch HEINRICHERs Einzelaussaaten (Die grünen Halbschm. I, S. 80—82).

[3]) Die Zellkernkristalloide von *Alectorolophus*, Beih. z. Bot. Centralbl. 1907, Bd. XXI, H. 1.

Ist es nach dem Gesagten nicht wahrscheinlich, daß sich diese weitgehende Anpassung an die parasitische Lebensweise in vielleicht geringerem Grade schon bei anderen Gliedern der Rhinanthaceenreihe vorfinde und das um so mehr, als sich die Samen des prägnantesten Bindegliedes *Tozzia* wie die *Lathraea*samen als des Keimungsreizes von Seite einer Wirtspflanze bedürftig erwiesen haben[3])?

Die Berechtigung unserer Frage ergibt sich aber auch aus gelegentlichen Beobachtungen meines Lehrers an seinem Versuchsmateriale, die allerdings nicht zahlreich genug sind, um über die Frage endgültig zu entscheiden.

Die gegenseitige Aussprache über das eben Dargelegte regte mich an, dem Probleme durch Versuche auf breiterer Basis näherzurücken. Hierbei war ich mir von allem Anfange der Umstände wohl bewußt, welche Verlauf und Deutung der Versuche beeinträchtigen könnten. Die Hauptschwierigkeiten seien gleich hier mitgeteilt: Beschränkung im verfügbaren Raume in technischer Beziehung und, viel unangenehmer als das, die Verschiedenheit der Keimungszeit des Saatgutes. Die Erfahrungen, die wir in unserem Garten gemacht und von denen HEINRICHER, soweit sie sich auf *Euphrasia*, *Odontites* und *Alectorolophus* beziehen, schon berichtet hat[4]), belehren uns, daß die Samen dieser Genera teilweise im ersten Jahre nach der Reife, teilweise aber erst im zweiten Jahre keimen und daß sogar im dritten Jahre noch Keimungen nachfolgen können. Rücksichtlich der Samen von *Melampyrum* berichtet KERNER[5]), daß Keimlinge sogar schon im Herbste des Jahres der Reife anzutreffen sind, ein Verhalten, das HEINRICHER an seinem Versuchsmateriale bestätigen konnte. Es ist ohne weiteres klar, daß zeitlich so weit auseinanderliegende Keimungen eines und desselben Saatgutes den Überblick der Versuchsergebnisse beeinträchtigen; dazu kommt noch, daß die Wahrscheinlichkeit, Samen durch Pilze, bei Aufstellung der Geschirre im Freien überdies durch starke Regengüsse, Stürme und durch wühlende Tiere zu verlieren, mit dem Fortschreiten der Zeit immer größer wird. Was ich im fol-

---

1) Die Entwicklungsgeschichte der Orobancheen. Heidelberg 1887.

2) Die Keimung von *Lathraea*, diese Berichte, 1894, Bd. XII und Notiz über die Keimung von *L. Squamaria* L., ebenda 1898, Bd. XVI.

3) HEINRICHER, Die grünen Halbschm. III, S. 690.

4) Die grünen Halbschm. I, S. 128, II, S. 414—415.

5) Pflanzenleben, Bd. I, 1. Aufl., S. 165.

genden mitteilen will, beansprucht demnach bloß den Wert orientierender Vorversuche; nichtsdestoweniger sind die Ergebnisse zum Teil interessant.

Ich wählte zu meinen Experimenten eine Art der Gattung *Alectorolophus* (*A. hirsutus* All.), einen ausgesprochenen Salzparasiten, und zwei Arten der Gattung *Melampyrum*, die sich nach HEINRICHERs Untersuchungen in ihrem parasitären Verhalten wesentlich unterscheiden, *M. silvaticum* L. und *M. arvense* L. Die Pflanzen, welche mir das Saatgut geliefert, waren kräftig ernährte, zumeist reich verzweigte Individuen aus Innsbrucks Umgebung. Sie wurden zu einem Zeitpunkte eingesammelt, da die Kapseln der untersten Blüteninternodien eben aufzuspringen begannen und die meist schwächer ernährten oberen Kapseln noch vollkommen unreif waren. Aus der Sammelbüchse gelangte das Pflanzenmaterial auf wenige Tage in Säcke aus Organtin, die in freier Luft und vor Niederschlägen geschützt aufgehängt wurden. Um nur gut ausgereifte Saat zu erhalten, hütete ich mich vor jedem Rütteln und Drücken der getrockneten Pflanzen, benutzte also nur den durch natürliches Aufspringen der Frucht entleerten Samen, der sich jeweilig im Grunde des Sackes angesammelt hatte. Hieraus wurden wieder nur die vollkommensten Samenkörner sorgfältig ausgesucht und überdies jedes Korn mit der Lupe auf seine Reinheit geprüft, bevor ich es dem Boden anvertraute. Das letztere war besonders bei den Samen von *Alectorolophus* von Wichtigkeit, weil Kapseln und Samen dieser Pflanze allem Anscheine nach sehr gerne kleinen Insektenlarven zur Nahrung und zum Aufenthalte dienen[1]). Die genannten Vorkehrungen leisten wohl für möglichste Gleichmäßigkeit und Güte der Saat in genügendem Maße Gewähr.

Dem Anbau, welcher in der Zeit vom 24. Juli bis 6. August 1906 erfolgt ist, lag folgender Gedanke zugrunde: Der Samen unserer Pflanzen kann allerdings auch ohne Reizung durch einen nahen pflanzlichen Organismus keimen, doch entspricht nicht immer nach den Erfahrungen, die im Garten gewonnen wurden, die Zahl der aufgehenden Keime der Menge des verwendeten Saatgutes. Ist hierfür die Notwendigkeit der erwähnten Reizung in einem gewissen Grade verantwortlich, so muß sich das am besten

---

1) In J. H. KALTENBACHs Pflanzenfeinde aus der Klasse der Insekten, Stuttgart 1874, finde ich zwei Tiere, die den Früchten des Klappertopfs Schaden zufügen: den Spanner Cidaria albulata SV., dessen Raupe „meist ganz oder teilweise in der saftigen Kapsel steckte“ und die Fliege Phytomyza Rhinanthi Kaltenb., dessen Larven sich in die junge Samenkapsel einbohren. S. 467.

offenbaren, wenn eine bestimmte Samenmenge so angebaut wird, daß sich einmal in jedem Geschirre je ein Same, dann je zwei Samen, dann je drei Samen u. s. f. befinden. Mit der Zahl der in einem Topfe liegenden Samen wächst die Wahrscheinlichkeit, daß sich unter ihnen ein selbständig keimendes Korn vorfindet. Dieses reizt die Nachbarn zur Keimung. Ist das richtig, so muß das Keimprozent einer Kultur mit der Zahl der Samen im einzelnen Geschirre wachsen, es muß am geringsten bei der Einzelkultur ausfallen.

Ich wählte als Samenmenge für die einzelnen Kulturen die Zahl 96, da sie durch 2, 3 und 4 teilbar und der 100 am nächsten liegt. Wir werden im folgenden sehen, daß die Zahl mit Rücksicht auf das Spiel des Zufalls viel viel höher hätte gegriffen werden sollen; die Grenze war aber durch den verfügbaren Raum gesteckt.

Zur Füllung der Geschirre diente mit Wasserdampf sterilisierter Flußsand, dem etwas gesiebte und ebenfalls sterilisierte Gartenerde beigemengt wurde. Nur bei einer Kultur kam teilweise statt des Flußsandes, da dieser augenblicklich nicht zur Hand war, stark lehmiger Sand, wie solcher in den Glazialterrassen unseres Mittelgebirges häufig, zur Anwendung. Von der hierdurch erfolgten Beeinflussung des Keimergebnisses wird weiter unten die Rede sein. 96 Töpfe wurden mit je einem, 48 Töpfe mit je zwei, 32 Töpfe mit je drei und 24 Töpfe mit je vier Samen beschickt, wobei ich mit den Samen der drei Versuchspflanzen in gleicher Weise verfuhr. Da ferner die Frage auftauchte, ob nicht ein Reiz, der von einer artfremden Wirtspflanze ausgeht, wirksamer sei als der Reiz des Artgenossen, beschickte ich für jede der zum Versuche herangezogenen Arten weitere 48 Geschirre mit je einem Samen und fügte im ersten Frühlinge des kommenden Jahres je ein Weizenkorn hinzu. Der Anbau des Weizens erfolgte am 7. März 1907, dessen Koleoptylen erschienen ziemlich gleichmäßig am 29. März, also früh genug, um einen eventuellen Reiz auf die Samen der Parasiten, deren Keimungsbeginn um diese Zeit fällt, auszuüben. Sowohl bei den Weizenkulturen als auch bei der Kombination, die ich gleich im folgenden beschreiben werde, reduzierte ich die Zahl der Samen auf 48, da die Kulturen zu 96 Geschirren am schwierigsten unterzubringen waren. Der letzten Versuchskombination lag eine Vorstellung zugrunde, die sich nach den demnächst erscheinenden Studien HEINRICHERs über *Melampyrum* als irrig erwiesen hat: die Bedeutung des Saprophytismus für bestimmte Arten der Gattung. Obwohl ich schon seinerzeit die parasitische Ernährung für *M. pratense, silvaticum* und *nemorosum* durch die Untersuchung der Haustorienverteilung sehr häufig feststellen konnte[1]) und gerade an lebenden Wirtswurzeln die bestentwickelten Saugorgane vorfand, so stand ich doch noch allzusehr im Banne der Aussagen KOCHs[2]), um dem Saprophytismus jede Bedeutung abzusprechen. Ich setzte demnach je einem Samen meiner Versuchspflanzen in die sterilisierte Topffüllung eine Portion nicht sterilisierten Humus bei, in welchem sich morphologisch noch deutbare Pflanzenteile vorfanden. Es ist übrigens selbst dann, wenn der Saprophytismus, wie das nunmehr feststeht, für die weitere Entwicklung des Individuums von keiner Bedeutung ist, mit Rücksicht auf die natürlichen Standortsverhältnisse der Pflanze die Frage nach einer Auslösung oder Förderung der Keimung durch Humusstoffe nicht a priori von der Hand zu weisen[3]). Durch Prüfung der verwendeten Humusmasse unter der Lupe konnte ich jedesmal feststellen, daß sich in derselben wenigstens kein größerer fremder Samen vorfand.

Die angelegten Versuche umfaßten in ihrer Gesamtheit 888 Töpfe, in welchen 1440 Samen untergebracht waren. Die gleichartig beschickten Geschirre wurden in eigens hergestellte Holzkisten gebracht, die Zwischenräume mit Torfmull ausgefüllt und das Ganze kam zur möglichsten Verhinderung fremden Samenanfluges in ausgeräumte Frühbeetkasten unter Glas. Bis zum Eintritte von Frost und Schnee wurde stets für gründliche Durchlüftung und mäßige Feuchtigkeit gesorgt. Die Kulturen blieben bis zum Spätherbst unter peinlicher Kontrolle; über fremde Keimlinge, zumeist Gräser, die trotz aller Vorkehrungen da und dort erschienen, wurde Protokoll geführt und das Unkraut so rasch als möglich entfernt; bis zu diesem Zeitpunkte hatte kein *Melampyrum*samen gekeimt, was ja immerhin möglich gewesen wäre[1]).

---

[1]) Beiträge zur Kenntnis der Inhaltsstoffe in den Saugorganen der grünen Rhinanthaceen. Botan. Zentralbl., Beih., Bd. XI, H. 7, 1902.

[2]) Über die direkte Ausnutzung vegetabilischer Reste durch bestimmte chlorophyllhaltige Pflanzen, diese Ber. Bd. V, 1887.

[3]) Die Frage, ob für die Keimung bestimmte Reizstoffe notwendig sind und ob ein die Keimung fördernder Einfluß gewisser Stoffe nachweisbar ist, hat in neuerer Zeit durch die Untersuchungen A. LAAGEs über die Bedingungen der Keimung von Farn- und Moossporen (Beih. z. Botan. Zentralbl. Bd. XXI, 1907) und insbesondere durch die wichtigen Versuchsergebnisse ALFRED FISCHERs über Wasserstoff- und Hydroxylionen als Keimungsreize (diese Berichte, Bd. XXV, 1907) wieder Bedeutung gewonnen. In DETMERs vergleichender Physiologie des Keimungsprozesses, Jena 1880, wird die Frage nur anhangsweise unter Hinweis auf NOBBEs Handbuch der Samenkunde kurz berührt.

Nachdem die Schneedecke geschmolzen, gelangten die Kulturen ins Freie und wurden jeden dritten Tag durchgesehen. Das Keimergebnis des Jahres 1907 war im allgemeinen leider nicht günstig; es mußte somit daran gedacht werden, die Kulturen bis zum Frühjahre 1908 möglichst rein zu erhalten. Das Hauptaugenmerk richtete ich in dieser Hinsicht, wie leicht einzusehen, auf die Einzelaussaaten und es gelang mir in der Tat, hier fast jede Verunreinigung hintanzuhalten; in die übrigen Kulturen hatte sich bald hier bald dort eine *Poa annua* oder *Veronica peregrina* eingeschlichen. Um eine erneute Aussaat von *Triticum* zu ersparen, ließ ich in den Kulturreihen mit artfremdem Wirte jeden Anflug gedeihen und erhielt hier auf diese Art reichlich Wirtspflanzen, zumeist *Poa*, *Veronica*, *Erigeron* und eine *Vicia*. Daß ich darauf bedacht war, die 1907 aufgegangenen Schmarotzer an der Samenbildung zu verhindern, ist eigentlich selbstverständlich. Das Ergebnis des Jahres 1908 war im ganzen etwas besser, doch auch nicht so, wie ich es mir mit Rücksicht auf das vortreffliche Saatgut und alle verwendete Sorgfalt ursprünglich erwartet hatte. Von einer Belassung der Versuchsreihen auf ein weiteres Jahr nahm ich Abstand, da dieselben schon heuer teils durch atmosphärische Einflüsse[2]), teils durch Tiere stellenweise stark gelitten hatten und, wie schon eingangs erwähnt, die Voraussetzungen für brauchbare Versuchsresultate mit dem Fortschreiten der Zeit schwinden. Meine Ergebnisse habe ich in zwei Tabellen zusammengestellt, die im folgenden besprochen werden.

Bei Betrachtung der Zeilen 1 und 2 ergibt sich, daß die Beigabe von Humus das Keimprozent nicht zu erhöhen vermag; es ist somit für diese Samen eine von Humusstoffen ausgehende Keimungsreizung ohne weiteres auszuschließen. Auffallend ist das geringe Keimergebnis bei *M. silvaticum* in Zeile 1. Man wäre fast versucht, hier an einen schädigenden Einfluß des beigegebenen Humus zu denken; doch ist ein solcher mit Rücksicht auf das Ergebnis bei den anderen zwei Versuchspflanzen und vor allem auf die natürlichen Standortsverhältnisse des *M. silvaticum* kaum in Betracht zu ziehen und wir werden sehen, daß sich die Sachlage in anderer Weise befriedigender erklären läßt.

Bei *M. arvense* muß in Zeile 3 sofort auffallen, daß die Keim-

---

[1]) Vgl. die Bemerkung auf S. 575.

[2]) Besonders Sprengung der Geschirre durch Frost.

Tabelle I. Keimergebnis in den

Zeile	Versuchsreihe.	*Melampyrum silvaticum*					
		1907		1908		Summe	
		Keimzahl	Prozent	Keimzahl	Prozent	Keimzahl	Prozent
1	48 Samen à 1 mit Humus	1	2,08	—	—	1	**2,08**
2	96 Samen à 1	12	12,5	11	11,46	23	**23,96**
3	96 Samen in 48 Töpfen à 2 . . .	21	21,87	29	30,20	50	**52,07**
4	96 Samen in 32 Töpfen à 3 . . .	4	4,17	19	19,79	23	23,96
5	96 Samen in 24 Töpfen à 4 . . .	16	16,67	39	40,62	55	**57,29**
6	48 Samen à 1 mit Wirt	8	16,67	17	35,42	25	**52,08**

prozente den Keimzahlen nicht entsprechen. Das erklärt sich folgendermaßen: Es wurde hier zur Hälfte, also in 24 Töpfen, statt des Flußsandes stark lehmiger Sand in Anwendung gebracht. In den derartig beschickten Geschirren erschien nur ein einziger Keimling, während die übrigen 24 Töpfe das in der Tabelle verzeichnete Keimergebnis lieferten. Da offenbar der allzu bündige Boden für das fast vollständige Ausbleiben der Keimung in 24 Töpfen verantwortlich gemacht werden muß, legte ich der Prozentberechnung das Doppelte des tatsächlich Gezählten zugrunde, wobei ich und, wie ich glaube, mit Recht voraussetzte, daß bei gleicher Füllung der Geschirre das Ergebnis in beiden Hälften der Kultur ziemlich gleich ausgefallen wäre. Das Ergebnis dieser Kultur bleibt immerhin bemerkenswert. Wir ersehen daraus, daß *M. arvense* zu seiner Keimung einen lockeren, gut durchlüfteten Boden braucht, der eine reiche Sauerstoffzufuhr ermöglicht[1]).

Überblicken wir nunmehr die Summenprozente der Tabelle und ziehen zunächst die auffallend niederen Größen in Zeile 4 bei *M. silvaticum* und *Alectorolophus* und in Zeile 6 bei *M. arvense* nicht in Betracht. Es ergibt sich dann bei jeder Versuchspflanze fast vollständige Gleichmäßigkeit im Aufgehen der Saaten zu zweit, zu dritt, zu viert und mit Wirt; etwas herabgedrückt erscheint das Keimprozent in den Einzelaussaaten von *M. arvense* und *Alectorolophus*, unter die Hälfte herabgedrückt bei der entsprechenden Kultur von *M. silvaticum*. Demnach ist bei dieser Pflanze die Anwesenheit eines reizenden pflanzlichen Organismus einzelnen Versuchsreihen.

---

[1]) Die keimungshemmende Wirkung bündiger Böden für *Melampyrum*samen ist auch in HEINRICHERs Versuchen deutlich zum Ausdruck gekommen.

Melampyrum arvense						*Alectorolophus hirsutus*					
1907		1908		Summe		1907		1908		Summe	
Keimzahl	Prozent	Keimzahl	Prozent	Keimzahl	Prozent	Keimzahl	Prozent	Keimzahl	Prozent	Keimzahl	Prozent
5	10,42	21	43,75	26	**54,17**	16	33,33	6	12,5	22	**46,83**
14	14,58	38	39,58	52	**54,16**	33	34,37	13	13,54	46	**47,91**
12	25	21	43,75	33	68,75	21	21,87	29	30,21	50	52,08
29	30,21	40	41,66	69	71,87	3	**3,12**	32	**33,33**	35	36,45
25	26,04	39	40,62	64	66,66	11	11,46	38	39,58	49	51,04
9	18,75	7	14,58	16	33,33	21	**43,75**	7	12,92	28	56,67

zur Erzielung eines höheren Keimprozentes jedenfalls notwendig[1]). Das ergibt sich auch, wenn man die Humuskultur mitberücksichtigt. Das verschwindende Keimergebnis in dieser ist auf den Mangel eines reizenden höheren pflanzlichen Organismus zurückzuführen, wobei der Unterschied des Keimprozentes hier und in Zeile 2 am leichtesten dadurch erklärt wird, daß sich unter den 96 Samen der einen Kultur eben mehr selbständige entwicklungsfähige befanden als unter den 48 der anderen. Ein Vergleich mit den entsprechenden Keimprozenten von *M. arvense* und *Alectorolophus* festigt diese Vorstellung. Hier sind die Prozente in Zeile 1 und 2 nahezu einander gleich, ein Umstand, der die größere Gleichartigkeit dieser Samen in bezug auf ihre Keimkraft im Gegensatze zu *M. silvaticum* sehr gut erkennen läßt.

In das Urteil über das Keimvermögen der Samen von *M. silvaticum*, das wir aus dem bisher Betrachteten gewonnen haben, paßt nun das Keimergebnis in Zeile 4 scheinbar nicht recht hinein. Es müßte auch hier zum mindesten ein ähnlicher Wert stehen wie in Zeile 3 und 5. Berücksichtigt man jedoch nicht nur dies rein numerische Ergebnis, sondern zieht auch die Verteilung der Keime auf die einzelnen Geschirre der Kultur mit in Betracht, so löst sich nicht nur der scheinbare Widerspruch, sondern wir können gerade hier wieder eine weitere Stütze für das gefaßte Urteil finden. Bei *M. arvense* beträgt die Anzahl der Töpfe mit aufgegangener Saat in den Kulturen zu zweit, zu dritt und zu viert der Reihe nach 87 pCt., 96 pCt. und wieder 87 pCt., bei *Alectorolophus* in gleicher Folge 79 pCt., 72 pCt. und 95 pCt., bei *M. silvaticum* hingegen 73 pCt., 53 pCt. und 96 pCt. Wir erkennen neuerdings die größte Ungleichmäßigkeit bei *M. silvaticum.* In der Hälfte der Geschirre ist hier bei Aussaat zu dritt überhaupt kein Keimling erschienen und wir erklären uns das damit, daß eben in diese Töpfe kein selbständig keimender Samen gekommen. Für die Hälfte aber entspricht das gewonnene Ergebnis in genügender Weise.

---

[1] Hiermit stimmt die Tatsache vortrefflich überein, daß nach HEINRICHERS Untersuchungen gerade *M. silvaticum* die parasitisch am weitesten vorgeschrittene Art der Gattung ist.

Zur Erläuterung von Zeile 6 der Tabelle diene folgendes: Die auffallend niederen Werte, die *M. arvense* hier aufweist, erklären sich dadurch, daß die Kultur schon im ersten Jahre durch ungünstige Aufstellung im Frühbeetkasten des Gartens unter allzugroßer Feuchtigkeit zu leiden hatte und im Freien einmal durch würmersuchende Amseln teilweise demoliert wurde. Sie kommt demnach nicht in Betracht. Die anderen zwei Versuchspflanzen weisen eine Förderung der Keimung durch den artfremden Wirt gegenüber der gegenseitigen Einwirkung gleichartiger Samen kaum auf[1]). Bei *Alectorolophus* ist 1907 eine Steigerung des Keimprozents in der Kultur mit Wirt zu bemerken.

Es erübrigt nun noch zu erklären, warum die ursprünglich gemachte Forderung, daß das Keimprozent in den einzelnen Versuchsreihen mit der Zahl der Samen im Geschirre steige, im allgemeinen nicht erfüllt worden ist. Bei Durchsicht der Tabelle wird man die Forderung nur im Keimergebnis von 1908 bei *Alectorolophus* durch die Prozente 30,21, 33,33, 39,58 schwach realisiert finden. Ich glaube, daß sich die Sache durch die ungleich lange Ruheperiode der Samen, auf welche schon in der Einleitung hingewiesen wurde, leicht begründen läßt. Hiermit sind wir auf ein Problem gestoßen, das noch der vollständigen Lösung harrt: welche Umstände bewirken es, daß von äußerlich vollkommen gleichwertigen, gleichzeitig gereiften, gleichzeitig gesäten und von da ab nach bestem Ermessen gleichmäßig behandelten Samen die einen im ersten, die andern im zweiten, einige gar erst im dritten Jahre nach der Reife keimen? Daß die Dichte der Saat oder die Anwesenheit einer Wirtspflanze in dieser Hinsicht von keiner Bedeutung ist, geht aus der Tabelle durch den Vergleich der Keimzahlen von 1907 mit den entsprechenden von 1908 genügend sicher hervor. Nur bei *Alectorolophus* hat es den Anschein, als keimten seine Samen, wenn sie vereinzelt im Boden

---

1) Ob aber bestimmte Wirtspflanzen nicht doch imstande sind, die Keimung weit mehr zu fördern, bleibt noch zu untersuchen.

liegen (Zeile 1, 2 und 6), im ersten Jahre in höherem Maße. Vor meinen Versuchen konnte man daran denken, für das frühere oder spätere Eintreten der Keimung die bessere oder schlechtere Ernährung der Mutterpflanze, damit im Zusammenhange den verschiedenen Gehalt des Samens an Nährstoffen, den Grad der erreichten Reife beim Einsammeln des Samens[1]). die Art und Weise des Anbaues, besonders die Nähe einer Wirtspflanze oder die fernere Behandlung der Kultur verantwortlich zu machen. Ich glaube auf Grund des in der Einleitung mitgeteilten Vorganges bei der Auswahl des Saatgutes, auf Grund der Versuche und ihres Ergebnisses mit Berechtigung sagen zu dürfen, daß all das Angeführte für den Eintritt der Keimung in zeitlicher Beziehung nicht entscheidend ist. Vielmehr bin ich jetzt der Ansicht, daß die Verschiedenheit der Ruheperiode eines und desselben Saatgutes in inneren strukturellen Unterschieden ihren Grund hat, über die wir freilich vorderhand ebensowenig wissen, wie über die Faktoren, von denen sie abhängig sind und die wir uns bei der Befruchtung oder in der Zeit von der Befruchtung bis zur erlangten Reife wirksam denken. Vielleicht könnte man dieser Frage mit Versuchen näherrücken, durch welche das Keimergebnis für den Samen bestimmter Individuen, bestimmter Internodien, ja vielleicht bestimmter Fruchtkapseln unter peinlicher Wahrung gleichmäßiger Kultur vergleichend festgestellt würde. Andererseits aber könnte es doch einmal gelingen, die Samen dieser Schmarotzer zu beliebiger Zeit zur Keimung zu zwingen; derartige Versuche müßten die bis heute noch recht dunklen Verhältnisse mehr denn andere zu klären imstande sein. Nach den bisherigen Erfahrungen wird es zur Vermeidung verwirrender Komplikationen in unserem Falle gut sein, die Existenz verschiedenzeitig keimender Samen als gegebenes Faktum anzunehmen. Der Einfachheit halber wollen wir die 1907 gekeimten Samen unserer Kulturen Frühkeimer, die 1908 aufgegangenen Samen Spätkeimer nennen. Es ist dann ohne weiteres klar, daß die eingangs gestellte Forderung von dem prozentuellen Steigen des Keimergebnisses mit der Dichte der Aussaat sich deshalb nicht verwirklichen konnte, weil zu dem bewußt angenommenen Faktor — Zusammentreffen von autonomen Samen mit reizbedürftigen, abhängigen — ein im Anfange nicht sicher erkannter, neuer Faktor hinzugekommen, das ver-

---

1) Hierzu muß nun allerdings bemerkt werden, daß von einer vollkommenen Gleichmäßigkeit des verwendeten Saatgutes in bezug auf das erreichte Stadium der Reife trotz aller Vorkehrungen nicht die Rede sein kann.

schiedenartige Zusammentreffen von Frühkeimern mit Spätkeimern. Trifft ein autonomer Frühkeimer mit einem der Reizung bedürftigen Spätkeimer zusammen, so ist für diesen der Reiz jenes nicht mehr wirksam und umgekehrt ist es möglich, daß für einen der Reizung bedürftigen Frühkeimer der selbständig entwicklungsfähige Spätkeimer „zu spät kommt“. Halten wir uns beispielsweise die verschiedenen Möglichkeiten des Zusammentreffens von Frühkeimern und Spätkeimern, von autonomen und abhängigen Samen etwa bei Aussaat zu zweit vor Augen, so ergeben sich folgende 10 Fälle, wobei I autonomer Frühkeimer, II autonomer Spätkeimer, 1 abhängiger Frühkeimer und 2 abhängiger Spätkeimer bedeuten soll:

a) I—I : Beide Samen keimen im 1. Jahre.
b) I—II: Ein Same keimt im 1., ein Same im 2. Jahre.
c) I—1 : Beide Samen keimen im 1. Jahre, der eine vom anderen gereizt.
d) I—2 : Ein Same keimt im 1. Jahre, der zweite keimt nicht.
e) II—II : Beide Samen keimen im 2. Jahre.
f) II—1 : Ein Same keimt im 2. Jahre, der zweite keimt möglicherweise nicht.
g) II—2 : Beide Samen keimen im 2. Jahre, der eine vom anderen gereizt.
h) 1—1
i) 1—2 } : Diese 6 Samen keimen nicht.
k) 2—2

Wir sehen, daß im Falle d und möglicherweise auch im Falle f die Anwesenheit des autonomen Samens für den zweiten abhängigen von keiner Bedeutung ist. Das sind 2 Fälle unter 10, ein Verhältnis, das nur dann in Wirklichkeit eintreffen könnte, wenn in jedem Saatgute die viererlei Samen vollkommen gleichmäßig verteilt wären. Daß dem aber nicht so sein kann, geht aus meiner Tabelle bei Betrachtung der Zeilen 1, 2 und 6 zweifellos hervor

Tabelle II. Keimergebnis nach dem Datum der Keimung

Von 480 Samen	Jahr	Keimungsbeginn	Es hatten		
			22. IV.*)	1. V.	9. V.
Melampyrum silvaticum	1907	20. III.	52	10	—
	1908	30. III.	76	24	12
Melampyrum arvense	1907	3. IV.	77	5	2
	1908	30. III.	158	5	2
Alectorolophus hirsutus	1907	3. IV.	100	5	—
	1908	30. III.	87	28	9

*) Hauptkontingent bis zum 15. IV.

und es bleibt demnach ganz dem Zufalle anheimgestellt, welche der bezeichneten Kombinationen und wie oft jede bei einer Aussaat realisiert wird. Bedenkt man ferner die Komplikationen bei Aussaaten zu dritt und zu viert, so wird man die Unregelmäßigkeit der Keimzahlen und Prozente in Zeile 3 bis 5 der Tabelle — besonders stark in Zeile 4 bei *Alectorolophus* ausgeprägt — wie ich hoffe, in befriedigender Weise erklärt finden.

Es dürfte vielleicht nicht ohne Interesse sein, die Verteilung der oben angeführten 10 Fälle in den entsprechenden Reihen meiner Kulturen übersichtlich wiederzugeben. Das Walten des Zufalls äußert sich auch hier in totaler Gesetzlosigkeit der Zahlenwerte. Die Fälle a und c, e und g, h, i und k müssen, da äußerlich nicht unterscheidbar, zusammengefaßt werden.

Bei Beschickung von 48 Geschirren mit je 2 Samen trat auf

Fall	bei *M. silvaticum*	bei *M. arvense*	bei *Alectorolophus*
a + c	4 mal	4 mal	2 mal
b	5 „	10 „	6 „
d	8 „	6 „	11 „
e + g	6 „	10 „	4 „
f	12 „	12 „	15 „
h + i + k	13 „	6 „	10 „

Von allen angeführten Werten entsprechen die Zahlen 5 und 13 bei *M. silvaticum* dem oben mitgeteilten Schema am ehesten. Nach diesem soll die Keimung unter 10 Fällen dreimal vollständig ausbleiben, hier blieb sie unter 48 Fällen 13 mal aus (30 pCt. gegen 27,01 pCt.); nach dem Schema soll Fall b einmal eintreten, hier trat er fünfmal auf (10 pCt. gegen 10,42 pCt.). Besonders auffallend ist die Häufigkeit des Falles f bei allen drei Versuchspflanzen.

Es sei noch die zweite Tabelle besprochen, welche die Keimzahlen in ihrer Verteilung auf das Datum und anschließend die

und Gesamtergebnis der Versuchsreihen.

gekeimt bis zum					Jahres-summe	Gesamt-summe	Proz.
15. V.	17. V.	24. V.	6. VI.	14. VI.			
—	—	—	—	—	62	177	36,87
3	—	—	—	—	115		
2	2	1	5	—	94	260	54,16
1	—	—	—	—	166		
—	—	—	—	—	105	230	47,92
1	—	—	—	—	125		

Jahressummen und die Gesamtsummen der Keime aus allen Kulturen wiedergibt. Rücksichtlich des Datums erweist sich ein spezialisiertes Anführen der verschiedenen Versuchsreihen überflüssig, da sich die Keimung in dieser Hinsicht jedesmal auf alle Felder gleichmäßig verteilt hat, ein weiterer Beleg für die Tatsache, daß bei der Keimung weder die Dichte der Aussaat noch die Anwesenheit einer Wirtspflanze in zeitlicher Beziehung fördernd eingreift.

Bei allen drei Versuchspflanzen ist eine alljährlich wiederkehrende Keimungsperiode vorhanden, die um den Anfang des Monats April beginnt und Mitte Mai ihr Ende hat. Nur in zwei Fällen ist diese im großen und ganzen streng fixierte Periode etwas ausgedehnter, einmal bei *M. silvaticum* 1907, dessen Samen, allerdings nur vereinzelt schon am 20. März mit der Keimung einsetzten, das andere Mal bei *M. arvense*, dessen Keimung sich 1907 bis in den Juni ausgedehnt hat[1]).

Die Jahressummen der Keime nähern sich am meisten bei *Alectorolophus* und sind bei allen drei Pflanzen im zweiten Jahre größer als im ersten. An eine Verallgemeinerung dieses Resultats ist nicht zu denken; hierzu bedürfte es des Vergleiches mit Keimergebnissen von Samen, welche in aufeinanderfolgenden Jahren geerntet wurden.

Sehr bemerkenswert dünkt mir hingegen bei allen drei Versuchspflanzen die Gesamtsumme der Keime. Mit Rücksicht auf die Güte des Samens ist das allgemeine Keimprozent entschieden schwach. Es mag wohl sein, daß im dritten Jahre einiges noch nachgekommen wäre, daß ein Teil der Samen durch verschiedene Umstände, auf die ich im Verlaufe der Mitteilung schon hingewiesen, in Verlust geraten: doch erscheint mir das alles zur Erklärung der kleinen Keimzahlen, vor allem der besonders auffälligen 36,87 pCt. von *M. silvaticum* nicht ausreichend und wir können das geringe Keimergebnis ein gut Teil darauf zurückführen, daß vielen Samen der zur Keimung nötige Außenreiz seitens des Wirtes gefehlt hat. Hierfür spricht besonders das kleine Keimprozent der Samen von *M. silvaticum*, deren Unselbständigkeit, auf welche schon bei Besprechung von Tabelle I aufmerksam gemacht wurde, neuerdings zum Ausdruck kommt.

Aus der Fülle von Versuchen, zu deren Ausführung uns das Bestreben nach Klärung der verwickelten Keimverhältnisse bei den grünen Rhinanthaceen anregen muß, werden mit Rücksicht auf die vorliegenden Ergebnisse für die nächste Zeit Experimente herauszugreifen sein, durch welche die weitgehende Notwendigkeit eines von Wirtpflanzen ausgehenden Keimungsreizes besonders für *M. silvaticum* und wohl auch für das ihm nahestehende *M. pratense* noch viel schöner und klarer bestätigt wird. Es tut vor allem not zu untersuchen, inwieweit Lignose, die nach den demnächst erscheinenden Studien HEINRICHERs für die genannten Arten vorzüglich als Wirte in Betracht kommen, das Keinprozent zu erhöhen imstande sind[1]).

---

[1]) Es ist nicht unwahrscheinlich, daß die schwache Nachkeimung des *M. arvense* am 6. Juni 1907 durch die reichen Niederschläge der vorhergehenden Tage verursacht wurde.

Was uns die bisherige Untersuchung, welche in vieler Beziehung nur den Orientierungsplan über das in Frage kommende Gebiet liefert, zutage gefördert hat, läßt sich folgendermaßen zusammenfassen:

1. Das Keimprozent wird durch die Anwesenheit eines höheren pflanzlichen Organismus bei Samen von *Melampyrum silvaticum* deutlich erhöht, es hat demnach eine Anzahl Samen dieser Pflanze zur Keimung den Reiz des Wirtes nötig; für die Samen von *M. arvense* und *Alectorolophus* ist es wahrscheinlich, daß deren Keimung in gleicher Weise aber in schwächerem Grade beeinflußt wird.

2. Ein von abgestorbenen Teilen höherer Pflanzen oder von Humusstoffen ausgehender Keimungsreiz ist für die Samen der drei untersuchten Pflanzenarten vollkommen ausgeschlossen.

3. Die Entscheidung, ob ein Same der genannten drei Pflanzen eine längere oder kürzere Ruheperiode durchzumachen hat, erfolgt mit großer Wahrscheinlichkeit schon in der Zeit bis zur erlangten Reife. Eine nachträgliche Beeinflussung der Ruheperiode von äußeren Faktoren konnte bis heute für die hier in Frage kommenden Samen in keinem Falle nachgewiesen werden.

4. Rücksichtlich des Verhaltens bei der Keimung steht *M. arvense* der Gattung *Alectorolophus* näher als dem eigenen Gattungsgenossen *M. silvaticum*, eine Beziehung, die sich nach den bald erscheinenden Studien HEINRICHERs auch mit Rücksicht auf andere Lebenserscheinungen feststellen läßt.

Innsbruck, botanisches Institut der Universität im Sept. 1908.

---

1) Derartige Versuche hat heuer Prof. HEINRICHER eingeleitet.

69. Friedrich Hildebrand: Über zwei eigentümliche Blüten einer Knollenbegonie.

(Mit einer Abbildung im Text.)

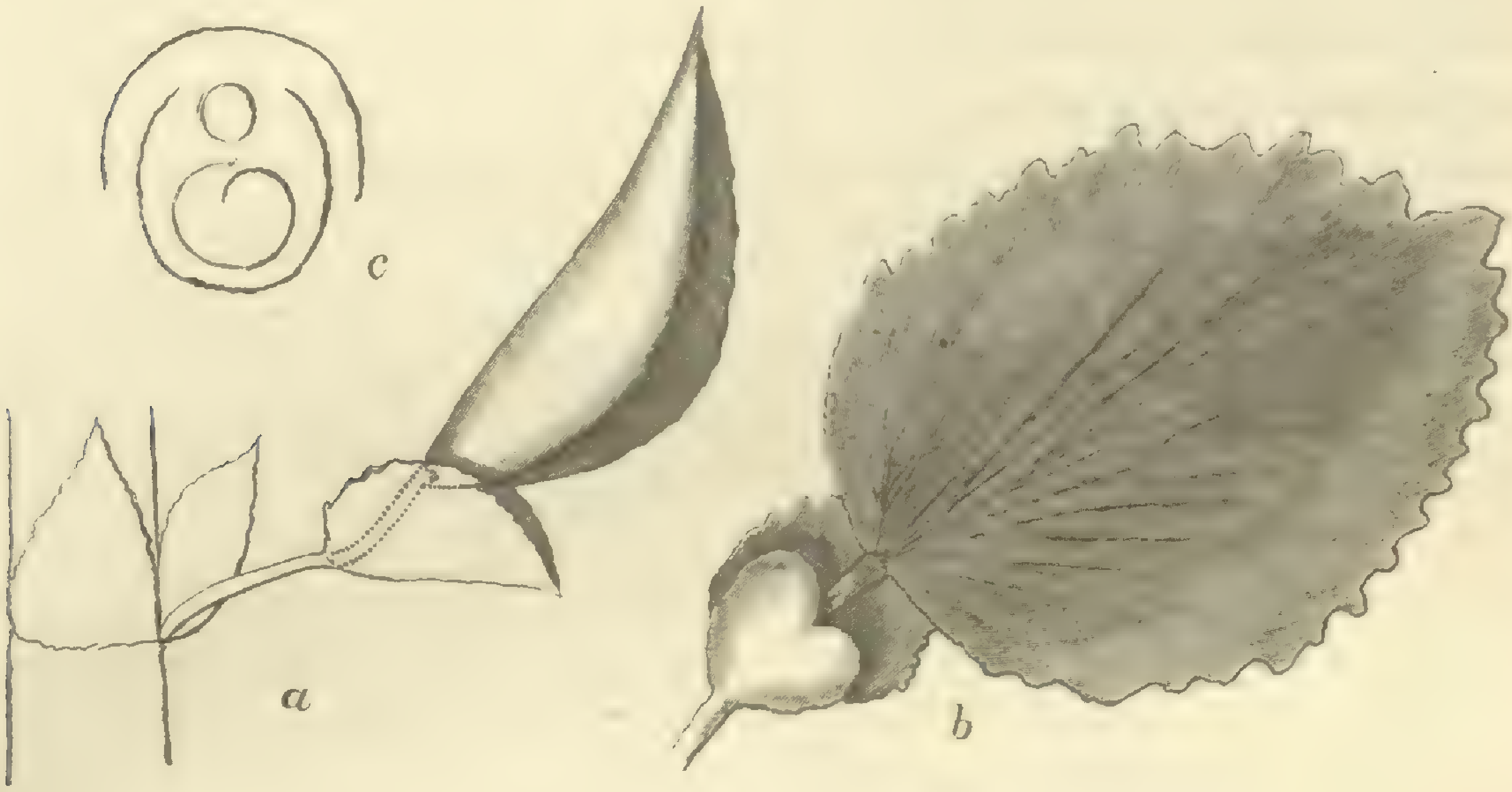
(Eingegangen am 14. Oktober 1908.)

Schon zweimal habe ich in diesen Berichten — 1906, S. 558 und 1908, S. 16 — einige Begonienblüten beschrieben, welche durch ihre Zygomorphie merkwürdig waren. In diesem Sommer zeigten sich mir nun zwei weitere Fälle von abweichend ausgebildeten Begonienblüten, welche ich, da sie besonders auffällig waren, gleichfalls beschreiben möchte, aber nur kurz, da die beifolgenden Abbildungen ungefähr die sonderbaren Bildungen kenntlich machen werden.

Unter den in den Gärten heutzutage wegen ihrer prächtigen Blüten soviel kultivierten Knollenbegonien war mir schon seit einigen Jahren ein Exemplar dadurch aufgefallen, daß sich an ihm nur männliche Blüten bildeten. An dieser Pflanze zeigte sich nun Ende Juli dieses Jahres als erste ihrer Blüten die in Figur a dargestellte. Dieselbe saß am Ende eines seitlich am Hauptstengel der Pflanze entspringenden Stieles, welcher an seiner Basis keine Spur von einer gestielten Laubblattspreite zeigte, sondern nur die beiden an sonstigen Begonienblättern befindlichen Nebenblätter besaß. Zwischen diesen entsprang ein etwa 2 cm langer Stiel, welcher auf der Unterseite ein an seinem Rande gezacktes, hellgrünes, mit seinen Rändern nach oben gerichtetes Vorblatt trug. Nach dem Ansatz dieses Blattes war der Stiel, in der Figur a durch Punkte angedeutet, etwas nach oben umgebogen und trug nun an seinem Ende die höchst eigentümliche Blüte, bestehend aus einem einzigen tütenförmigen, am Rande schwach gewellten Blatte von ganz gleicher dunkelroter Farbe, wie die Blätter der in den früheren Jahren an derselben Pflanze beobachteten Blüten. Die Ränder dieses tütenförmigen Blattes griffen nur unten ein wenig übereinander, weiter oben waren sie voneinander entfernt. Nach diesem Blatte schloß die Blüte mit einem kaum kenntlichen Zäpfchen ab.

Auf diese Blüte folgte Anfang August an demselben Sproß eine zweite, auch sehr eigentümliche, in Figur b dargestellte, welche aber, im Gegensatz zu der soeben besprochenen, in der

Achsel eines normal ausgebildeten Laubblattes saß; hingegen waren an ihrem Stiel drei Vorblätter eigentümlich ausgebildet, was nicht so gut aus der Figur b ersichtlich sein wird, wie aus dem in Figur c gegebenen Diagramm. Das erste der drei Vorblätter war an der Oberseite des Blütenstieles eingefügt, das zweite, ihm gegenüber, auf der Unterseite desselben; gerade auf derselben Seite wie dieses stand das dritte, kleinste Blatt, dessen Ränder derartig übereinander griffen, daß der Blütenstiel über ihm freilag. Dieser trug nun an seinem Ende ein rundliches Blatt, dessen gezähnter Rand nicht so tütenartig gegeneinander gebogen war, wie derjenige des in Figur a dargestellten Blütenblattes; dasselbe war vielmehr ziemlich flach ausgebreitet, mit seiner stärker dunkelrot gefärbten Seite ebenso nach unten gerichtet, wie die Konkavität des in Figur a dargestellten Blütenblattes. In der Figur b ist dies nicht ersichtlich, da dieselbe die betreffende Blüte nicht von der Seite, sondern von unten her gesehen darstellt. An der Basis dieses eine sonstige Blüte vertretenden Blattes war nur eine kleine Schwiele vorhanden, das Ende der Blütenachse.



Die in der Folgezeit an der in Rede stehenden Pflanze sich bildenden Blüten waren normal gebaut, und wieder, wie in den früheren Jahren, nur männlich.

70. Friedrich Hildebrand: Über Sämlinge von Cytisus Adamii.

(Eingegangen am 14. Oktober 1908.)

Bekanntlich entstehen an den Exemplaren des Pfropfbastardes *Cytisus Adamii* außer den Zweigen, welche in Blättern und Blüten den Mischling darstellen, oft auch solche, welche ganz rein die Blätter und Blüten des *Cytisus Laburnum* zeigen, seltener solche, deren Blätter und Blüten denen des *Cytisus purpureus* gleich sind. Nur an diesen beiderlei Blüten, welche die Eltern des Bastardes rein darstellen, hat man bis dahin Bildung von Früchten beobachtet, und weiter hat sich ergeben, daß, wenn man die in diesen Früchten enthaltenen Samen sät, daraus in dem einen Falle Pflanzen des *C. Laburnum* erwachsen, in dem andern Falle solche des *C. purpureus*[1]).

In den Samenverzeichnissen der botanischen Gärten werden mehrfach Samen unter der Bezeichnung *Cytisus Adamii* zum Tausch angeboten; dieselben stammen aber jedenfalls alle von *Laburnum*zweigen, welche auf Exemplaren des *C. Adamii* gewachsen sind. An letzterem kann man es alljährlich leicht beobachten, daß nur diese *Laburnum*zweige Frucht ansetzen, während die Adamiizweige, wenn sie auch noch so üppig blühen, dies nicht tun.

Im Mai 1904 beobachtete ich nun an dem im Freiburger botanischen Garten kultivierten Exemplar des *C. Adamii*, daß an den Zweigen, welche *Adamii*blüten trugen, einige dieser Blüten, an den einzelnen Trauben etwa 1—6, nicht abfielen, und sah nun, daß in diesen der Fruchtknoten angefangen hatte, anzuschwellen, daß also aller Wahrscheinlichkeit nach hier eine Befruchtung stattgefunden hatte. Ob diese die Folge einer Bestäubung mit Blüten der *Laburnum*äste des *C. Adamii* oder solchen der benachbart stehenden Pflanzen von *C. Laburnum* waren, oder ob sie durch Selbstbestäubung entstanden seien, konnte natürlich nicht entschieden werden. Wahrscheinlich war das letztere der Fall, indem ich mich nicht erinnern konnte, an den *Adamii*blüten jemals Insekten beobachtet zu haben. Ein solcher Fruchtansatz ist vielleicht auch schon an anderen Exemplaren des *C. Adamii* eingetreten[2]), es werden aber dann wohl auch die beginnenden Früchte wieder zugrunde gegangen sein, wie dies mit dem in Rede stehenden Exemplar sicherlich der Fall gewesen wäre, wenn ich nicht die jungen Früchte täglich unter Obhut gehalten hätte. Es fanden sich nämlich an denselben große Massen von grauen Blattläusen ein, welche nicht nur die jungen Früchte, sondern auch deren Stiele und die ganzen Achsen der Blütenstände wie ein dicker Filz einhüllten. Ungeachtet ich dieses Ungeziefer nun täglich entfernte, verdarb doch bald ein Teil der angesetzten Früchte, ein anderer ging erst später zugrunde, was meine Hoffnung, reife Samen zu erhalten, sehr herabstimmte; aber es blieben dann doch 3 Früchte übrig, welche, gegenüber den sonstigen *Laburnum*früchten, nur sehr kurz waren und nicht, wie diese, seidig behaart sondern ganz kahl, wodurch sie eine freudig grüne Farbe hatten, wie diejenigen des *C. purpureus*. Aus diesem Verhalten der Früchte ging auch hervor, daß sie aller Wahrscheinlichkeit nach nicht aus Blüten entstanden waren, welche manchmal[1]) in den Blütenständen des *C. Adamii* zwischen den *Adamii*blüten vorkommen und ganz denen des *C. Laburnum* gleich sind. Wenn ich auch solche *Laburnum*blüten niemals an den *Adamii*trauben des in Rede stehenden Exemplars beobachtet hatte, so konnten mir doch immerhin einige solche Blüten entgangen sein und nach Selbstbestäubung Früchte angesetzt haben. In diesem Falle würden dann aber diese Früchte doch wohl denen des *C. Laburnum* ganz gleich gewesen sein, wie jene Früchte es sind, welche sich an den *Laburnum*zweigen der Exemplare von *C. Adamii* ausbilden. Sie waren dies aber durchaus nicht, sondern zeichneten sich, wie schon gesagt wurde, von den Laburnumfrüchten nicht nur durch die geringere Länge, sondern namentlich durch den Mangel der seidigen Behaarung aus, wie dies diejenigen des *C. purpureus* tun.

---

[1]) DE VRIES: Arten und Varietäten, deutsch von KLEBAHN S. 176.

[2]) Einen solchen Fall hat in letzter Zeit auch NOLL beobachtet. (F. NOLL: Neue Beobachtungen an *Laburnum Adamii* Poit., in Sitzungsberichten der Niederrh.-Ges. für Natur und Heilkunde zu Bonn 1907. Separatabdr. S. 4.)

Die 3 übrig gebliebenen Früchte fingen nun im Juli an, abzutrocknen, so daß ich dieselben Anfang August abnahm. Eine derselben enthielt nur einen verkümmerten zusammengetrockneten Samen, die beiden anderen hingegen je einen gut ausgebildeten. Diese beiden Samen wurden sogleich gesät, und bald ging einer derselben auf und der Sämling entwickelte nach den beiden Koty-

---

Derselbe teilt mit, daß er an seinem Exemplar der in Rede stehenden Pflanze im Sommer 1907 einige kräftig entwickelte *Adamii*hülsen beobachtet habe, welche aber keinen Samen in sich ausbildeten, weil die Hülsen von den Larven stechfliegenartiger Insekten befallen waren, auf deren Vorhandensein in den Hülsen NOLL die Entwicklung der letzteren überhaupt zu schieben geneigt ist.

[1]) A. BRAUN. Verjüngung in der Natur, S. 340.

ledonen bis zum Oktober 5 Laubblätter, welche in Form und Farbe denen des *C. Laburnum* ganz ähnlich waren. Ich will diesen Sämling mit Nr. 1 bezeichnen. Der andere, Nr. 2, ging etwas später auf, seine Kotyledonen waren freudig grün — die Farbe der Kotyledonen von Nr. 1 war leider von mir unbeachtet geblieben — und bis zum November hatten sich an ihm 3 Laubblätter ausgebildet, in der Form denen des Sämlings Nr. 1 ganz gleich, aber von nicht ganz so graugrüner Farbe. An beiden Sämlingen zeigten sich sowohl in den Achseln der Kotyledonen, als denen der Laubblätter Anfänge zu Seitenknospen.

Im Laufe des Winters fielen hierauf an den im Kalthause befindlichen beiden Sämlingen alle Blätter ab, worauf im März 1905 an Nr. 1, dem auch früher kräftigeren Sämling, die Endknospe auszutreiben begann, an welcher sich nun neue Blätter entwickelten, welche in Form denen des vergangenen Herbstes ganz gleich waren, aber in der Farbe, wie mir schien, etwas freudiger grün. Nr. 2 trieb etwas später aus. Nachdem hierauf Nr. 1 im Topfe etwa 10 cm hoch geworden war, und an ihr sich 6 Blätter entfaltet hatten, wurde sie Ende Mai ins freie Land gesetzt, ebenso Nr. 2, welche sich auch jetzt nicht so kräftig zeigte und bis dahin kleiner geblieben war als Nr. 1.

Im August trat hierauf an beiden Sämlingen, welche durch das Aussetzen ins freie Land sich sehr gekräftigt hatten, ein sehr üppiger, sogenannter Johannistrieb auf, welcher sehr zahlreiche Blätter trug. Bis Ende Dezember hatte der Haupttrieb bei Nr. 1 eine Länge von 60 cm erreicht, während derselbe bei Nr. 2 nur 50 cm lang war; außerdem waren an dem unteren Teil der beiden Sämlinge mehrere Nebenzweige hervorgetreten, welche viele Blätter trugen. Alle diese Blätter waren nun in Größe, Form und Farbe ganz denen von *Cytisus Laburnum* gleich, auch in der Behaarung ihrer Unterseite war kein Unterschied zu bemerken.

Die wertvollen Sämlinge wurden nun für den Winter in Stroh eingebunden und am Fuße mit Laub bedeckt, damit sie ja nicht etwa zugrunde gingen, und so zeigten sie sich denn im März 1906 ganz unversehrt und trieben im April sehr kräftig aus, beide ziemlich gleich stark; es entwickelte sich nicht nur der Endtrieb sehr üppig, sondern es trieben auch unten mehrere Seitenzweige weiter. Nur ein Unterschied wurde zwischen Nr. 1 und Nr. 2 bemerkt, nämlich in der Farbe der Blätter: bei Nr. 1 waren dieselben denen des gewöhnlichen *C. Laburnum* wie früher wieder ganz gleich, während sie bei Nr. 2 etwas freudiger grün erschienen und in dieser Beziehung mehr denen von *C. Adamii* ähnlich waren.

Auch diesmal, im Sommer 1906, trat an beiden Sämlingen ein sehr kräftiger Johannistrieb auf, durch welchen Nr. 1 bis zum Herbst eine Höhe von 2 m erreichte, der Sämling Nr. 2 von 1,50 m. Bei der Kräftigkeit der beiden Sämlinge erschien nun eine Schutzvorrichtung für den Winter unnötig und sie ertrugen denselben denn auch trotz seiner Strenge ganz ausgezeichnet, zeigten sich also für das Freiburger Klima ganz winterhart.

Im Frühjahr 1907 wären die beiden Sämlinge wahrscheinlich zum Blühen gekommen, wenn das Wetter des vorhergehenden Jahres ein anderes gewesen wäre; dasselbe war nämlich derartig, daß auch sonst reich blühende Gewächse im Frühjahr 1907 fast gar nicht oder nur schwach zum Blühen kamen, namentlich auch die im Freiburger botanischen Garten kultivierten Exemplare von *C. Laburnum*, aber besonders dasjenige von *C. Adamii*, an welchem sich im Mai nur ganz wenige Blütenstände zeigten. Die beiden in Rede stehenden Sämlinge blieben, wie gesagt, ganz blütenlos; sie entwickelten an den unteren Teilen viele Kurzzweige, an den oberen auch zahlreiche Langzweige; die Farbe der Belaubung war wie früher, bei Nr. 1 derjenigen des *C. Laburnum* fast gleich, bei Nr. 2 etwas leuchtender grün.

Endlich kam nun in diesem Frühjahr der eine der beiden Sämlinge, der im vorstehenden mit Nr. 1 bezeichnete, zur Blüte, es entwickelten sich an ihm über 100 Blütenstände, deren Blüten nun alle zu meiner nicht angenehmen Überraschung den Blüten des normalen *C. Laburnum* vollständig glichen und wie diese stark Früchte ansetzten, welche ihrerseits ebenfalls denen von *C. Laburnum* vollständig gleich waren. Da nun auch, wie im obigen angeführt wurde, die Blätter dieses Sämlings vollständig denen des *C. Laburnum* gleichen, so liegt hier der Fall vor, daß ein Sämling des *C. Adamii* zu einem seiner beiden Eltern vollständig zurückgekehrt ist. Einen Zweifel darüber, daß dieser vorliegende Sämling wirklich von *C. Adamii* stamme, kann ich nicht aufkommen lassen. Man könnte vielleicht sagen, daß eine Verwechselung vorgekommen sei; eine solche ist aber ganz ausgeschlossen, indem ich, wie aus dem obigen hervorgeht, die Samen, welche ich selbst an *C. Adamii* abgenommen hatte, auch selbst sogleich aussäte und dann die Entwicklung der aus denselben erwachsenden Keimlinge in andauernder Beobachtung behielt und unter alleiniger Aufsicht hatte. Ein etwa denkbarer, durch Umtausch der Pflanzen mit *Laburnum*-Sämlingen von fremder Hand bewirkter bösartiger Streich war vollständig ausgeschlossen.

Wie gesagt kam in diesem Frühjahr erst nur der eine der beiden in Rede stehenden Sämlinge von *Cytisus Adamii* in Blüte, und ich glaubte bis zum nächsten Jahre warten zu müssen, um die Blüten des anderen zu sehen. Jedoch kamen bei dem meist feuchten Wetter dieses Herbstes an zweien der üppig hervorgesprossenen Johannistriebe des Sämlinges Nr. 2, wie solches auch manchmal bei *Cytisus Laburnum* und einigen Sträuchern, z. B. *Kerria japonica*, geschieht, gegen Ende September zwei vollständig gut ausgebildete endständige Blütenstände zur Entwicklung, deren Blüten ganz und gar denen des ersten Sämlings gleich waren, so daß also die beiden in Rede stehenden Sämlinge, deren Abkunft von *Cytisus Adamii* nicht bestritten werden kann, zu *Cystisus Laburnum*, der Unterlage, auf welcher *Cytisus Adamii* durch Aufpfropfen des *Cytisus purpureus* entstanden ist, zurückgekehrt sind.

Außer den beiden im vorstehenden besprochenen Sämlingen von *Cytisus Adamii* sind mir noch 4 Sämlinge desselben zur Hand, welche ich später aus Samen erzog, die ich im Sommer 1906 geerntet hatte, deren Blüte ich aber nicht abwarten möchte, um die vorstehende Mitteilung nicht zu verzögern. Im Frühjahr jenes Jahres setzten an den *Adamii*-Zweigen des in Beobachtung stehenden Exemplars wieder in einigen Blütenständen Früchte an, welche den im Jahre 1904 beobachteten glichen, aber alle bald abfielen; nur eine Frucht schwoll stark an; sie trocknete bis zum August ab und enthielt einen ganz schwarzen Samen, welcher sogleich mit der Bezeichnung a gesät wurde und Mitte September aufging. Der Keimling zeigte breite, ganz glatte Kotyledonen, an welche sich bald das erste, eigentümlicherweise 5zählige Laubblatt schloß, dessen fünf Teilblättchen auf der Unterseite stark behaart waren. Im Laufe des Herbstes bildeten sich dann noch drei 3zählige Blätter aus, welche sich im Kalthause bis Mitte Januar 1907 erhielten und dann abfielen. Im Mai wurde dann die Pflanze in das freie Land gesetzt, überwinterte dort ohne Schutzdecken und hat augenblicklich eine Höhe von mehr als 1 Meter erreicht.

Weiter fand ich Mitte August 1906 an einem ganz kurzen Zweige des *Cytisus Adamii* ein Bündel von 6 abgetrockneten Hülsen, welche bei ihrer ganz glatten Oberfläche allem Anschein nach nicht aus *Laburnum*blüten, sondern aus *Adamii*blüten hervorgegangen waren, möglicherweise aber auch aus *Purpureus*blüten, obgleich mir dies nicht sehr wahrscheinlich vorkommt, indem ich an dem in Beobachtung stehenden *Adamii*exemplar bis dahin zwar oft *Laburnum*-blütenstände vorgefunden hatte, aber niemals *Purpureus*blüten. Diese Hülsen enthielten 4, 4, 3, 2, 1, 1 Samen, also im ganzen 15, von denen 8 ganz schwarz waren, wie die des *C. Laburnum*, 7 hingegen braungefleckt. Diese 15 Samen wurden sogleich gesät, aber leider nicht nach der Farbe getrennt, so daß ich nicht sagen kann, ob die Anfang September aufgehenden Pflanzen, b, c, d, von schwarzen oder von braungefleckten Samen stammen. Bei einem von diesen 3 Sämlingen war auch das erste Laubblatt 5zählig, wie bei dem Sämling a, bei den anderen, wie bei normalen *Laburnum*sämlingen, 3zählig. In der Farbe waren schon zu dieser Zeit wie auch später die Teilblättchen etwas freudiger grün, als die von *C. Laburnum*, ebenso wie dies von dem Sämling Nr. 2 vom Jahr 1904 oben gesagt wurde. Diese 3 Sämlinge wurden nun ebenso behandelt wie die Sämlinge a und b und im Frühjahr 1907 nach vorhergehender Kultur im Topf ins freie Land gesetzt, wo sie bis jetzt, Herbst 1908, eine Höhe von mehr als 1 Meter erreicht haben.

Wenn ich nun auch noch nichts über die Blüten dieser 4 jetzt erst 2 Jahre alten Sämlinge von *Cytisus Adamii* sagen kann, so schien es mir doch geeignet, schon jetzt dasjenige zu berichten, was ich oben von den beiden Sämlingen gesagt habe, welche ich aus Samen erzog, die ich im Sommer 1904 an einem Exemplar von *Cytisus Adamii* geerntet hatte. Ich meine, daß auch das über jene beiden Sämlinge Mitgeteilte von einiger Bedeutung für die Kenntnis der Lebensverhältnisse des so viel umstrittenen *Cytisus Adamii* ist; theoretische Erwägungen und Besprechungen scheinen mir aber noch nicht am Platze zu sein.

---

71. Hans Winkler: Solanum tubingense, ein echter Pfropfbastard zwischen Tomate und Nachtschatten.

(Mit 2 Abbildungen im Text.)

(Eingegangen am 16. Oktober 1908.)

Meine Versuche, experimentell einen Pfropfbastard zu erzeugen, die im vorigen Jahre zur Entdeckung der pflanzlichen Chimäre geführt haben[1]), haben es nun in diesem Jahre erlaubt, die so viel erörterte Frage nach der Möglichkeit und Existenz von Pfropfbastarden endgültig zu entscheiden. Es entstand nämlich Mitte

---

[1]) HANS WINKLER, Über Pfropfbastarde und pflanzliche Chimären. Ber. d. deutschen botan. Gesellsch. Bd. 25, 1907, S. 568—576.

Juni in meinen Versuchen ein Sproß, der sich als unzweifelhafter echter Pfropfbastard entpuppte, und der im folgenden vorläufig beschrieben werden soll.

Von den zahlreichen Arten, die in diesem Jahre zu den Versuchen herangezogen wurden, waren es wieder *Solanum nigrum* und *Solanum lycopersicum*, die positive Resultate lieferten. Die Methodik war genau die im vorigen Jahre benutzte, so daß ich hier einfach auf die in der Mitteilung über die Chimäre gegebene Beschreibung der Versuchsanstellung verweisen kann. Nur sei noch hinzugefügt, daß ich zu allen Versuchen mit den beiden erwähnten Arten seit drei Jahren ausschließlich Angehörige je einer reinen Linie verwendet habe; alle zur Pfropfung oder als Vergleichs- und Kontrollobjekte benutzten Nachtschatten- und Tomatenpflanzen stammten also je von einem Individuum ab, und zwar aus selbstbestäubten Blüten, und alljährlich lieferten an isoliertem Standorte durch Selbstbestäubung besonders ausgewählte Exemplare die Samen für die Pflanzen der nächsten Versuchsreihe.

Es wurden im Sommer 1908 insgesamt 268 Pfropfungen zwischen den beiden erwähnten Arten ausgeführt, an denen sich nach der Dekapitierung zusammen weit über 3000 Adventivsprosse bildeten. Die überwältigende Mehrzahl von diesen war artrein; fünf erwiesen sich als Chimären, die den Befund des vorigen Jahres bestätigten und in sehr bemerkenswerter Weise erweiterten, worüber später im Zusammenhange berichtet werden wird; ein Sproß endlich ergab den so lange gesuchten Pfropfbastard[1]), und zwei wurden zu Pflanzen, über deren Natur sich noch nichts ganz Bestimmtes aussagen läßt, auf die ich aber am Schlusse dieser Mitteilung noch kurz zurückkommen werde.

Der Pfropfbastard entstand als Adventivsproß an einem *Solanum nigrum* (Nr. 22 B, 1908), das am 13. Mai 1908 mit dem Gipfelsproß eines Keimlings der Tomatensorte „König Humbert, gelbfrüchtig“ verbunden worden war; wie in den allermeisten Versuchen war Keilpfropfung angewendet worden. Am 30. Mai wurde dekapitiert, derart, daß die apikale Schnittfläche teils aus *nigrum*-, teils aus *lycopersicum*-Gewebe bestand, und nun die nach wenigen Tagen schon einsetzende Adventivsproßbildung nur längs der

---

1) Anmerkungsweise und mit Vorbehalt sei erwähnt, daß vor wenigen Wochen abermals ein Adventivsproß an einer anderen Pfropfung (Tomate „Gloire de Charpennes“ auf Nachtschatten) aufgetreten ist, der dem ersterhaltenen Pfropfbastard bisher fast genau gleicht. Doch ist er noch nicht so weit entwickelt, daß ich mit Bestimmtheit darin ein zweites Auftreten des *Solanum tubingense* erblicken könnte.

Streifen zugelassen, wo die artfremden Gewebe aneinander grenzten. Insgesamt vierzehn solcher Adventivsprosse wurden im Laufe der ersten Wochen des Juni abgehoben und isoliert zur Bewurzelung gebracht. Acht davon erwiesen sich als reines *Solanum nigrum*,

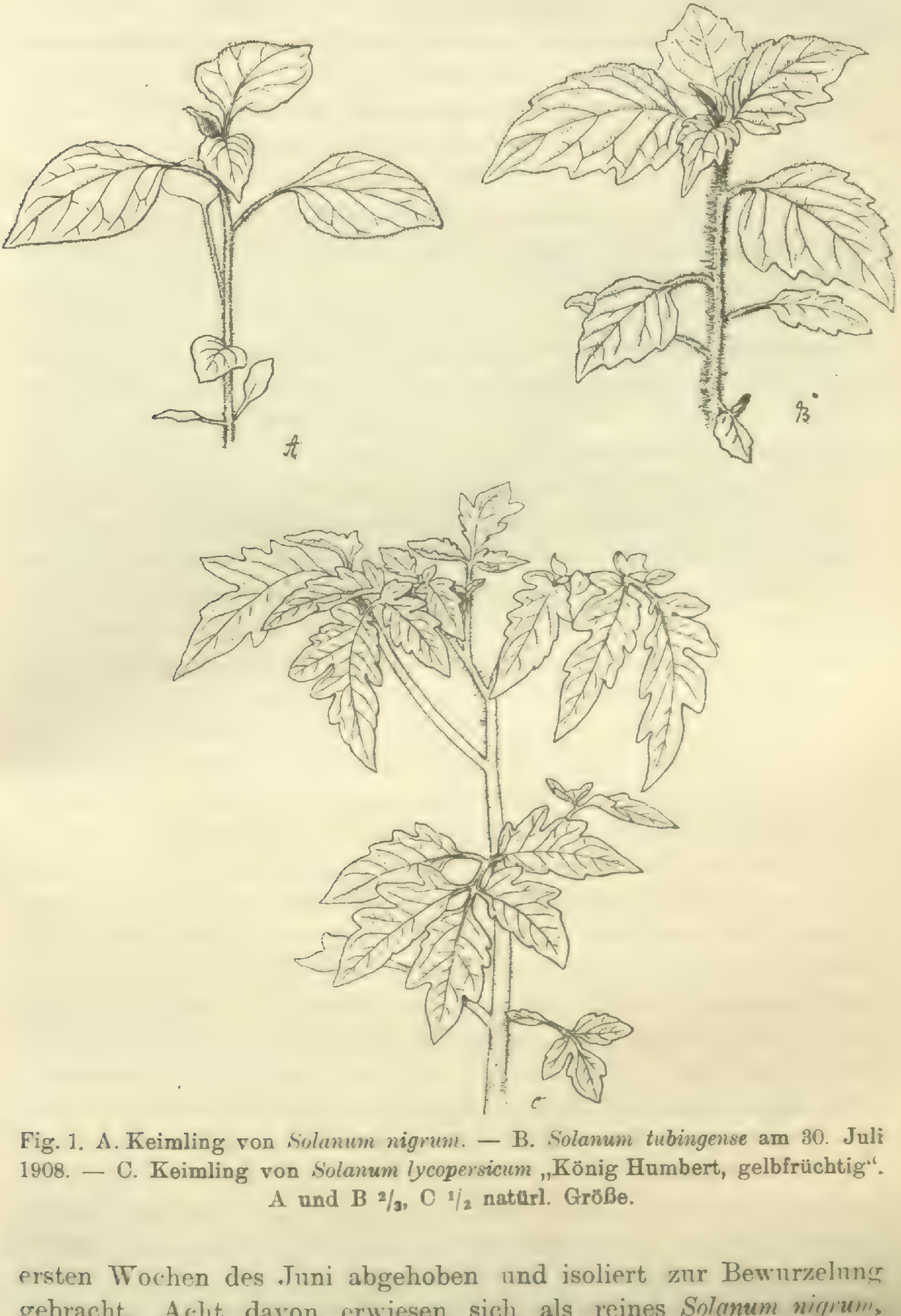


Fig. 1. A. Keimling von *Solanum nigrum*. — B. *Solanum tubingense* am 30. Juli 1908. — C. Keimling von *Solanum lycopersicum* „König Humbert, gelbfrüchtig". A und B $^2/_3$, C $^1/_2$ natürl. Größe.

fünf als reines *Solanum lycopersicum*, ein am 15. Juni abgenommener Sproß aber fiel von vornherein durch seine abweichende Gestaltung auf. Er wurde mit besonderer Sorgfalt isoliert und hatte sich bereits am 24. Juni so kräftig bewurzelt, daß er umgetopft werden konnte. Von da an wurde seine weitere Entwicklung täglich mehrmals auf das genaueste kontrolliert, und noch ehe sich die erste Blüte öffnete, was am 17. August eintrat, war es sicher, daß der Sproß gar nicht anders denn als echter Pfropfbastard verstanden werden konnte. Ich ließ ihn am 30. Juli von Herrn Universitätszeichner GENTER zeichnen, nebst je einem etwa gleich großen Exemplar der beiden Eltern, und füge diese Zeichnung sowie die Photographie eines blühenden Stecklings hier bei. Farbige Abbildungen und zahlreiche Zeichnungen der Blätter, Blüten, Blütenteile und Früchte wird die ausführliche Mitteilung bringen, in der natürlich auch eine ins Einzelne gehende genaue Beschreibung des Bastardes und seiner morphologischen, anatomischen und cytologischen Eigenschaften gegeben werden wird, während hier eine kurze vorläufige Schilderung genügen muß.

Was an dem ganz genau aus dem Grenzstreifen zwischen dem Nachtschatten- und dem Tomatengewebe hervorwachsenden Adventivsproß sofort auffiel, war vor allem die abweichende Form der Blätter. Während diese bei der von mir benutzten Form des *Solanum nigrum* stets einfach und durchaus ganzrandig, bei der Tomate „König Humbert, gelbfrüchtig“ stets in der für *Solanum lycopersicum* charakteristischen Weise unterbrochen gefiedert und gesägtrandig sind, waren sie bei dem neuen Pflänzchen ungefiedert wie bei *nigrum*, aber gesägtrandig wie bei *lycopersicum*. Im allgemeinen glichen sie mehr den Blättern des ersteren als denen des letzteren. Dagegen war es gerade umgekehrt mit der Behaarung: diese ist bei dem Nachtschatten — wenigstens bei der von mir benutzten und darin absolut konstanten Form — für das bloße Auge kaum vorhanden, so daß die Pflanze fast kahl erscheint, während die Tomate dicht mit langen wolligen glashellen Haaren überzogen ist. Genau nun wie die Tomate war auch der neue Sproß behaart. Dazu kam, daß er den freilich ein wenig modifizierten und abgeschwächten charakteristischen Geruch der Tomate besaß, während der Nachtschatten so gut wie geruchlos ist. Endlich ist von den vegetativen Merkmalen noch die Dicke des Stengels zu erwähnen: der von *Solanum nigrum* ist im Vergleich zu dem dicken und starren Stengel des *Solanum lycopersicum* verhältnismäßig schlank, der des neuen Sprosses nicht so mastig wie der von *lycopersicum*, aber dicker und starrer als der von *nigrum*.

Wenn so die Eigenschaften der vegetativen Teile — von den anatomischen vorerst noch ganz abgesehen — darauf hinwiesen, daß es sich um eine Mittelform zwischen den beiden aufeinander gepfropften Arten handeln müsse, so konnte die volle Gewißheit doch erst die Blüte liefern. Und diese bestätigte denn auch, als am 17. August die Blütezeit begann, um seither ununterbrochen anzudauern, in eklatanter Weise die Auffassung des Sprosses als Pfropfbastard.

Figur 2. **Blühender Steckling von** *Solanum tubingense.*

Der Kelch ist bei *Solanum nigrum* kahl und besteht aus fünf sehr kurzen, etwa gleichseitig dreieckigen Zähnchen. Bei *Solanum lycopersicum* ist er stark behaart und besteht aus fünf pfriemlichen Blättern, die so lang oder fast so lang wie die Kronblätter sind und daher zur Zeit der Anthese weit über die Buchten der Krone herausragen, während die Kelchzähne des Nachtschattens den oberen Rand der Kronenröhre noch nicht erreichen. Bei dem Bastard ist der Kelch stark behaart und besteht aus fünf zugespitzten Blättern, die nicht so lang wie die Petala sind, aber immer etwas über die Buchten der Krone hinausragen. Die durchschnittlichen Längenmaße der Kelchzipfel sind: *nigrum* 1 mm, *lycopersicum* 8—10 mm, der Bastard 2—3 mm. (Von diesen Zahlen wie von den im Folgenden noch anzuführenden gilt, daß sie erst als vorläufige Annäherungswerte gelten können, da sie sich noch auf verhältnismäßig wenig Messungen beziehen, und die Schwankungen in den Maßen der Blüte besonders bei der Tomate nicht unbeträchtlich sind.)

Die bei allen drei Pflanzen radförmige sympetale Krone besitzt bei *Solanum nigrum* eine sehr kurze Röhre und ist rein weiß gefärbt; nur nach dem Schlund der Krone zu ist eine schwache Gelbfärbung bemerkbar. Die fünf Kronzipfel haben die Gestalt gleichschenkeliger Dreiecke, deren zwei gleiche Seiten nur wenig länger sind als die Grundlinie, und der Durchmesser des Kreises, in dessen Peripherie die Spitzen der Petala liegen, beträgt durchschnittlich etwa 11—12 mm. — Die Tomate „König Humbert, gelbfrüchtig“ hat eine etwas längere Kronenröhre und fünf lebhaft zitronengelb gefärbte Zipfel, deren Spitzen in der Peripherie eines Kreises von durchschnittlich etwa 22—25 mm Durchmesser liegen. Sie haben die Form eines sehr spitzwinkeligen gleichschenkeligen Dreieckes, dessen gleiche Seiten je etwa vier- bis fünfmal länger sind als die Grundlinie. Nicht allzuselten kommen übrigens bei unserer Tomatensorte polymere Blüten vor, doch sind sie verhältnismäßig nicht so häufig wie bei vielen anderen Sorten. Bei dem Nachtschatten dagegen habe ich unter den vielen Tausenden von Blüten, die ich beobachtete, niemals eine gefunden, die nicht regelmäßig pentamer gewesen wäre, und auch PENZIG führt in seiner Teratologie nur ein einziges Vorkommen nichtpentamerer Blüten an, und diese waren tetramer. — Die Krone des Bastardes nähert sich in ihren Größenverhältnissen mehr dem Nachtschatten als der Tomate: die fünf Kronzipfel berühren mit ihren Spitzen einen Kreis von durchschnittlich etwa 16 mm; es ist also die Blüte etwas größer als die von *nigrum* und nicht unerheblich kleiner als die von *lycopersicum*. Die Farbe ist ein helles Zitronengelb, das nur wenig blässer ist als das der Tomatenblüte, und die Form der Kronzipfel die eines gleichschenkeligen Dreieckes, dessen gleiche Seiten höchstens zwei- bis dreimal länger sind als die Grundlinie. Bei weitem die Mehrzahl der Blüten ist pentamer, doch fand ich (unter mehreren Hundert) bisher drei hexamere, in denen dann, wie das im entsprechenden Falle auch bei der Tomate der Fall ist, der Fruchtknoten nicht dimer, sondern trimer war.

Ziemlich weit voneinander verschieden sind bei den beiden Elternarten die der Kronröhre angewachsenen Staubblätter; ihre verschiedene Gestaltung ist ja auch der Grund dafür gewesen, daß man eine besondere Gattung *Lycopersicum* aufgestellt hat. Bei *Solanum nigrum* haben sie ein behaartes Filament, das ungefähr ebenso lang ist wie die Antheren. Diese sind kahl und neigen zusammen, hängen aber nicht zusammen, sondern enden frei, so daß man jedes einzelne Staubblatt leicht loslösen kann. Sie öffnen sich an der Spitze mit einer nur ganz wenig nach unten verlängerten, also rein apikalen Pore. —

Bei *Solanum lycopersicum* sind die Staubblätter im ganzen drei- bis viermal länger als bei *nigrum*. Sie besitzen ein ganz kurzes Filament, und ihre auf ihrer ganzen Länge kurz behaarten Antheren hängen durch die über die Fächer hinaus verlängerten Konnektive zusammen, so daß man ein Staubblatt allein nicht loslösen kann, ohne die anderen zu beschädigen. Die Fächer springen innen unterhalb der Spitze mit einer Längsrinne auf, die mehr als halb so lang wie die ganze Anthere sein kann. — Bei dem Bastard sitzen die Antheren, die etwa anderthalbmal so lang sind wie die von *nigrum*, auf Filamenten auf, die schwach behaart und nur wenig kürzer als die Antheren sind. Sie sind wie bei *lycopersicum* auf ihrer ganzen Länge kurz behaart, hängen mit dem sehr kurzen Konnektiv oben fest zusammen und öffnen sich unmittelbar unterhalb des Konnektivs, also fast apikal, mit einer Pore, die sich nach unten und innen bis zur Mitte der Fächer und selbst über diese hinab verlängert.

Der oberständige, normal dimere Fruchtknoten weist nur insofern Unterschiede auf, als er bei dem Nachtschatten fast kahl, bei der Tomate reichlich, bei dem Bastard ziemlich reichlich behaart ist. Er wird gekrönt von einem Griffel, der bei *nigrum* in seiner unteren Hälfte stark, bei *lycopersicum* sehr schwach, bei dem Bastard mäßig stark behaart ist.

Es verdient besonders hervorgehoben zu werden, daß der Pfropfbastard gut ausgebildeten Pollen besitzt; er wird in verhältnismäßig großen Massen gebildet und ist bestäubungsfähig. Die Form der Pollenkörner ist bei den beiden Elternarten gleich, nur sind die des Nachtschattens etwas größer als die der Tomate. Die des Bastardes haben einen nur ganz wenig größeren Prozentsatz von abortierten Körnern als die Eltern haben, und ihre Größenverhältnisse sind nicht so konstant, nähern sich übrigens denen des Nachtschattens mehr als denen der Tomate.

Wie die Blüten der Elternarten bestäuben sich auch die des Bastardes selbst. Doch habe ich, da, wie wenigstens für die Tomate bekannt ist, der Samenansatz bei außerdem noch erfolgender künstlicher Bestäubung reichlicher ausfällt, die Mehrzahl der Blüten des Bastardes künstlich mit Pollen aus einer anderen Blüte belegt. Sehr bald nach der Bestäubung schwillt der Fruchtknoten an und zerreißt dabei die Kronröhre an ihrer Basis, so daß die vertrocknende Blüte auf der reifenden Frucht darauf sitzt. Die Frucht selbst ist, was Reifedauer, Form und Färbung anbelangt, der Beere des Nachtschattens sehr viel ähnlicher als der Tomatenfrucht, ist also annähernd kugelig gestaltet und tiefdunkelblau bis schwarz gefärbt, während die Frucht der Tomatensorte „König Humbert“ erheblich größer, eiförmig und gelb gefärbt ist. Doch ist die Frucht des Bastardes, soweit sich das bis jetzt nach dem Verhalten der wenigen Früchte beurteilen läßt, die schon das Reifestadium erreicht haben, durchschnittlich etwas größer als die *Nigrum*-Beere, wobei freilich zu beachten ist, daß wohl bei allen *Solanum*-Arten die Größe der Frucht mehr oder weniger abhängig ist von der Zahl der sich in ihr entwickelnden Samen, so daß Vorsicht bei der Vergleichung geboten erscheint. Auch insofern weicht die Bastardfrucht von der Nachtschattenbeere ab, als sie meist nicht genau kugelförmig, sondern etwas in die Länge gestreckt ist, und außerdem erscheint sie im Reifezustande weißlich punktiert, da sie im Gegensatz zu der gleichmäßig schwarzen kahlen *Nigrum*-Frucht behaart ist. Daß Samen mit Embryonen darin sind, wurde an einer unreif abgenommenen und der Untersuchung geopferten Frucht festgestellt. Ob diese sich aber als keimfähig erweisen werden, läßt sich natürlich nicht voraussagen und ebensowenig mit Sicherheit voraussehen, wie sich die Generation F 1 gestalten wird: ob sie wieder lauter dem Bastard gleichende Nachkommenschaft ergeben oder aber spalten wird. Die Aussaaten des nächsten Frühjahres werden das entscheiden.

Wie die morphologischen so stehen auch die anatomischen Eigenschaften des Bastardes annähernd in der Mitte zwischen denen der beiden Elternarten. Doch soll darüber erst später berichtet werden.

Daß in dem eben beschriebenen Gewächs in der Tat ein echter Pfropfbastard vorliegt, läßt sich nicht bezweifeln. Seine Entstehung als Adventivsproß unmittelbar aus der Verwachsungsstelle eines auf *Solanum nigrum* gepfropften *Solanum lycopersicum* ist durch die direkte Beobachtung und genaueste Kontrolle sichergestellt. Und aus der eben gegebenen kurzen Schilderung seiner Eigenschaften erhellt, daß es eine ziemlich genaue Mittelstellung zwischen den beiden erwähnten Arten darstellt, wenn es auch im allgemeinen dem Nachtschatten etwas mehr gleicht als der Tomate. Ähnlich also etwa, wie der *Cytisus Adami* dem *Cytisus laburnum* näher steht als dem *Cytisus purpureus*, wobei aber in diesem letzteren Falle die Ähnlichkeit mit dem einen Elter entschieden noch ausgesprochener hervortritt als in dem unseren.

So viel ich sehe, ließe sich gegen die Pfropfbastardnatur unserer Pflanze höchstens der Einwand machen, daß eine plötzlich aufgetretene Mutation etwa von *Solanum nigrum* vorliege. Aber abgesehen davon, daß beide Arten, wie die Beobachtung von

Tausenden von Sämlingen und Adventivsprossen ergab, sich sonst (wenigstens innerhalb der von mir benutzten reinen Linien) als absolut konstant erwiesen haben, würde sich dann sofort die Frage erheben: Wie kommt es, daß der vermeintliche Mutant gerade in solchen Eigenschaften von der typischen Art abweicht, die ihn der anderen Art nähern? Das wäre, zumal es sich um eine so große Zahl von Eigenschaften handelt, ein so unerhörter Zufall, daß damit dem ganzen Einwand der Boden vollständig entzogen wird.

So bleiben Zweifel nur noch für den möglich, der die Zuverlässigkeit meiner Beobachtung oder die Glaubwürdigkeit meiner Angaben in Zweifel ziehen wollte. Wer die Geschichte des Pfropfbastard-Problems kennt, wird auch diese Möglichkeit mit in Betracht ziehen müssen, und ich halte es für zweckmäßig, sie von vornherein auszuschließen. Glücklicherweise läßt sich das sehr leicht tun. Nämlich einfach durch die Frage, wie und mit welcher anderen Pflanze denn im vorliegenden Falle eine beabsichtigte oder unbeabsichtigte Täuschung überhaupt möglich sein sollte? Da eine *Solanum*-Art mit den Eigenschaften der von mir als Pfropfbastard beschriebenen Pflanze nicht existiert, könnte es sich höchstens um den sexuellen Bastard zwischen den beiden Arten *Solanum nigrum* und *Solanum lycopersicum* handeln. Es ist nun aber, was in mehr als einer Hinsicht höchst bemerkenswert ist, durchaus unmöglich, den sexuellen Bastard zwischen Tomate und Nachtschatten herzustellen. Ich selbst habe in den drei letzten Jahren Hunderte vergeblicher Versuche gemacht, *nigrum* mit *lycopersicum* oder *lycopersicum* mit *nigrum* zu bestäuben: niemals erfolgte, da beide Arten nicht parthenokarp sind, auch nur Fruchtansatz, geschweige denn Samenbildung. Es liegen auch in der Literatur Angaben anderer Forscher vor, die dieselbe Kreuzung ebenfalls vergeblich versucht haben. Dagegen bilden sich sowohl bei *nigrum* wie bei *lycopersicum* samenhaltige Früchte aus, wenn man, was ich sofort mehrfach getan habe, ihre rechtzeitig kastrierten Blüten mit dem Pollen des Bastardes rückbestäubt. Man kann darin, wenn es dessen noch bedürfte, einen experimentellen Beweis dafür sehen, daß in dem Bastard in der Tat die beiden fraglichen Arten „darin sind".

Es muß also als über alle Zweifel sichergestellt angesehen werden, daß die in der vorliegenden Mitteilung beschriebene Pflanze ein echter Pfropfbastard zwischen *Solanum nigrum* und *Solanum lycopersicum* ist, und das alte Pfropfbastard-Problem, das seit nunmehr 80 Jahren das Interesse der Biologen in so hohem Maße gefesselt hat, ist damit seiner Hauptfrage nach definitiv entschieden. Ich nenne die Pflanze ***Solanum tubingense***, und schlage vor, die Bezeichnungsweise der Pfropfbastarde ein für alle Mal dahin zu regeln, daß man hinter den Namen des Bastardes selbst in Klammern die Namen der beiden Stammeltern durch ein + -Zeichen miteinander verbunden setzt, während man sie bei sexuell entstandenen Bastarden durch das × -Zeichen verbindert und zwar soll der Name der als Unterlage benutzten Elterpflanze voran-, der Name der als Pfropfreis dienenden nachstehen. Zweckmäßig dürfte es sein, das Jahr der Entstehung noch hinzuzufügen. Unsere Pflanze wäre also zu bezeichnen als *Solanum tubingense* HWklr. (*S. nigrum* L. + *S. lycopersicum* L., 1908).

Auf eine Erörterung der zahlreichen wichtigen theoretischen Fragen, die sich an dies erste experimentelle Auftreten eines Pfropfbastardes knüpfen, soll an dieser Stelle nicht eingegangen werden, um so weniger, als meine Untersuchungen darüber begreiflicherweise noch längst nicht abgeschlossen sind. Auch die Behandlung der Frage, inwieweit unser *Solanum tubingense* geeignet ist, Licht auf das Wesen des *Cytisus Adami* und des *Crataegomespilus* von Bronvaux zu werfen, soll der späteren Veröffentlichung vorbehalten bleiben und hier vorerst nur kurz angeführt sein, daß vegetative Spaltungen, wie sie bei den beiden erwähnten vermeintlichen Pfropfbastarden so auffallend sind, daß man in ihnen geradezu ein Indizium für ihre Pfropfbastardnatur hat sehen wollen, bisher bei dem *Solanum tubingense* nicht aufgetreten sind. Trotzdem die Pflanze längst blüh- und fruchtreif ist und Dutzende von Stecklingen von ihr gemacht worden sind, die sich ihrerseits schon wieder zu kräftigen vielverzweigten Stöcken entwickelt haben, ist sie bisher absolut konstant geblieben. Freilich muß natürlich erst die fortgesetzte Beobachtung lehren, ob nicht schließlich doch noch Spaltungen der erwähnten Art auftreten¹).

Wenigstens kurz berühren möchte ich die Frage nach der Entstehung des Pfropfbastardes. Zunächst sei nochmals hervorgehoben, daß er ganz genau aus dem Verwachsungsstreifen der beiden artfremden Gewebe hervorging. Alle die vielen Tausende von Adventivsprossen, die in einer wenn auch noch so kurzen

---

1) Nachträgliche Anmerkung bei der Korrektur. Bald nach der Einsendung des Manuskriptes sind an einem Exemplar von *Solanum tubingense* Rückschläge zu *Solanum nigrum* aufgetreten, und zwar bemerkenswerter Weise als Adventivsprosse. Ich hatte das Exemplar entknospt und dekapitiert, um sein Regenerations-Vermögen zu prüfen. Von den aus dem Internodialstumpf hervorbrechenden Adventivsprossen waren 8 wieder *S. tubingense*, 15 aber reines *S. nigrum*. *S. lycopersicum* hat sich auch bei Wiederholung des Versuches bisher noch nicht gezeigt.

Entfernung von dem Grenzstreifen aus artreinem Gewebe hervorgegangen sind, erwiesen sich ausnahmslos als durchaus unbeeinflußt und artrein geblieben. Nun müssen wir, wenn wir auf dem Boden der herrschenden Vererbungstheorieen bleiben wollen, wonach der Kern allein Sitz der Erbmasse ist, annehmen, daß als Ausgangspunkt für die Bildung des adventiven Vegetationspunktes, der zum *Solanum tubingense* auswuchs, eine Zelle der Unterlage gedient hat, die mit einer benachbarten Zelle des eingepfropften Reises verschmolzen war, oder in die wenigstens der Kern einer solchen Zelle übergetreten war, worauf eine Kernverschmelzung vor sich ging. Hier entsteht nun sofort eine Schwierigkeit.

Wir wissen nämlich von der Existenz der Chimäre *Solanum nigrolycopersicum* her, deren Vegetationspunkt ja mindestens aus zwei nebeneinander gelegenen Zellen hervorgegangen sein muß, daß bei den benutzten Arten der Gattung *Solanum* Adventivsprosse nicht aus einer einzigen Zelle, sondern aus einem Zellkomplex hervorgehen. Und wenn die Annahme einer vegetativen Zellverschmelzung oder eines Kernübertrittes wohl auch für eine Zelle gemacht werden kann, so ist es doch sehr schwer, sich vorzustellen, daß der außergewöhnliche Vorgang gleich bei zwei oder gar noch mehr unmittelbar nebeneinander gelegenen Zellen stattgefunden habe. Die Schwierigkeit wäre behoben, wenn es sich nachweisen ließe, daß bei unseren *Solanum*-Arten Adventivsprosse auch aus einer einzigen Zelle hervorgehen können. Durch direkte entwicklungsgeschichtliche Untersuchung habe ich das noch nicht feststellen können, werde es aber, wenn möglich, auf diesem Wege zu entscheiden suchen. Vorerst sind wir daher auf indirekte Schlußfolgerungen angewiesen, und man wird da zunächst an das bekannte Beispiel der *Begonien* denken, bei deren Blattregeneration ja der Ursprung der Regenerativsprosse aus einer einzigen Zelle nicht zweifelhaft ist. Aber freilich scheint bei *Begonia* diese Entstehungsweise auch die Regel zu sein und Adventivsproßbildung aus mehr als einer Zelle nicht auch noch daneben vorzukommen, so daß wir den Fall nicht recht verwerten können. Wir kennen aber einen anderen Fall, bei *Torenia asiatica*, wo nebeneinander Adventivsproßbildung aus einer einzigen und aus mehreren Zellen vorkommt, und was bei *Torenia* möglich ist, können wir vielleicht auch bei *Solanum* als möglich annehmen.

Der Kern der Ausgangszelle müßte natürlich, da er das Verschmelzungsprodukt zweier diploider Kerne wäre, tetraploid sein, und er müßte, falls keine Reduktion einträte, diese tetraploide Chromosomenzahl auch in seiner Deszendenz beibehalten, so daß also die somatischen Kerne des Pfropfbastardes eine Chromosomenzahl besäßen, die gleich wäre der Summe der Chromosomenzahlen von je einem somatischen Kerne der beiden Elternarten. Bekanntlich hat STRASBURGER dem *Cytisus Adami* auf Grund dieser Erwägung die Pfropfbastardnatur abgesprochen, da er fand, daß dessen Kerne genau so viel Chromosomen führen, wie die Kerne jedes Elters, und da ihm das Bestehen einer echten heterotypischen Reduktionsteilung zu Beginn der Entwicklung der Pfropfbastard-Mutterzelle unwahrscheinlich erscheint. Es ist nun selbstverständlich in unserem Falle, wo unbestreitbar ein echter Pfropfbastard vorliegt, aus mehr als einem Grunde äußerst wichtig, die Chromosomenzahl des *Solanum tubingense* festzustellen und sie mit der der beiden Elterarten zu vergleichen. Meine Untersuchungen darüber sind zwar zu einem gewissen Abschluß gediehen, doch möchte ich ihr Ergebnis bei der fundamentalen Wichtigkeit, die es für unsere ganze Auffassung der Vererbung und der Rolle des Kernes dabei besitzt, hier noch nicht mitteilen, sondern damit warten, bis es durch eine größere Anzahl von Zählungen noch sicherer fundamentiert ist.

Schließlich sei noch ein Punkt erwähnt. Wir kennen den *Cytisus Adami* nur in einer Form, den *Crataegomespilus* dagegen in drei verschiedenen Formen, von denen jede eine andere Mittelbildung zwischen den beiden Elterarten darstellt. Davon gleicht die eine, *Dardari* genannte, mehr der Mispel, die beiden anderen, *Asnièresi* und *Jouini*, mehr dem Weißdorn. Alle drei Formen entstanden an demselben Baum, aber an verschiedenen Punkten der Verwachsungsstelle. Es ist nun sehr beachtenswert, daß auch das *Solanum tubingense* nicht die einzige Zwischenform zwischen *Solanum nigrum* und *Solanum lycopersicum* ist, die auf dem Wege der Pfropfbastardierung möglich ist. Denn ich erhielt, wie schon zu Beginn dieser Mitteilung kurz angegeben wurde, in meinen Versuchen noch zwei Adventivsprosse, die, soweit sich das bis jetzt beurteilen läßt, nicht anders denn als weitere Zwischenformen aufzufassen sind. Eine nähere Beschreibung davon möchte ich erst geben, wenn sich die beiden Formen als konstant erwiesen und beide geblüht haben, was bisher nur bei der einen der Fall war. Von dieser sei nur kurz berichtet, daß sie habituell, vor allem in der Blattform, durchaus der Tomate gleicht, daß sie aber die spärliche kurze Behaarung des Nachtschattens besitzt und bisher drei Blüten geliefert hat, deren Färbung weiß mit einem gelben Mittelstreifen auf jedem Petalum war. Eine von diesen drei Blüten wurde, nachdem sie gemalt worden war, in Alkohol konserviert, die beiden anderen habe ich mit ihrem Pollen wechselseitig bestäubt, ohne daß sie aber Frucht angesetzt haben. In den nächsten Tagen muß diese sowie die andere Form erneut zur Blüte kommen, und erst dann wird sich mit Bestimmtheit beurteilen lassen, ob in der Tat zwei weitere konstante Mittelformen vorliegen. —

Die beiden Eltern des *Solanum tubingense* sind einjährige Gewächse, und dieses selbst ist es also vermutlich auch. Das ist, da seine Erhaltung aus dem Samen ja sehr fraglich ist, insofern ungünstig, als ich natürlich nicht mit Sicherheit voraussagen kann, ob es gelingen wird, den Pfropfbastard durch Stecklinge zu überwintern. Diese Erwägung war es vor allem, die mich veranlaßte, ihn der botanischen Sektion der Cölner Naturforscherversammlung zu demonstrieren. Doch habe ich begründete Hoffnung, die Pflanze erhalten zu können. Stecklinge bewurzeln sich außerordentlich rasch und leicht, und es sollen nun im Winter immer in Abständen von drei bis vier Wochen die Spitzen der mehr als vierzig kräftigen Individuen, die ich jetzt schon von dem Bastard in Kultur habe, abgetrennt und zur selbständigen Bewurzelung gebracht werden. Da beide Stammarten sich auf diese Weise ohne Schwierigkeit jahrelang erhalten lassen, dürfte es wohl auch bei dem Bastard gelingen. Wenn es der Fall ist, bin ich bereit, im nächsten Jahre Stecklinge an die botanischen Gärten zu verteilen, vorausgesetzt allerdings, daß bis dahin meine Untersuchungen des Bastardes, soweit ich mir diese selbst vorbehalten möchte, zum Abschluß gediehen sind.

Das Ziel meiner nächstjährigen experimentellen Untersuchung ist nun nicht in erster Linie die Erzeugung neuer Pfropfbastarde zwischen anderen *Solanaceen*, die zweifellos mit einer ganzen Reihe von Arten möglich ist, die ich aber Anderen überlassen möchte. Ich möchte mich auf das weitere genaue Studium der beiden Arten *Solanum nigrum* und *lycopersicum* beschränken, wobei es natürlich vor allem darauf ankommt, das *Solanum tubingense* wieder und andere Mischformen neu zu gewinnen, sowie womöglich die Bedingungen zu fixieren, unter denen es zur Pfropfbastardbildung kommt. Daneben gilt es, genau das Verhalten der Generation F 1 und der Rückkreuzungen zu beobachten, und all das soll in dem Umfange geschehen, wie es die Arbeitskraft eines Einzelnen, dem keine Hilfskräfte und nur beschränkter Raum zur Verfügung stehen, zuläßt. Es wäre mir auch in diesem Jahre nicht möglich gewesen, die Arbeit in dem Maßstabe durchzuführen, als es geschehen ist, wäre mir nicht eins der im hiesigen botanischen Garten neuerbauten Versuchshäuser wenigstens zum Teil eingeräumt worden, und ich möchte Herrn Professor VOECHTING auch an dieser Stelle für dieses freundliche Entgegenkommen meinen verbindlichsten Dank aussprechen.

Tübingen, Botanisches Institut, Oktober 1908.

---

72. J. M. Geerts: Beiträge zur Kenntnis der cytologischen Entwicklung von Oenothera Lamarckiana.

Eingegangen am 20. Oktober 1908.

In den letzten Jahren untersuchte ich die cytologische Entwicklung der *Oenothera Lamarckiana*.

Das Material wurde, wie ich in dieser Zeitschrift (Bd. XXV, Heft 4, 1907) in einem Aufsatze „Über die Zahl der Chromosomen von *Oenothera Lamarckiana*“ mitteilte, zum Teil im Versuchsgarten von Professor HUGO DE VRIES in Amsterdam, teils auf dem Oenotherenfeld zwischen Hilversum und s'Graveland gesammelt und hauptsächlich in der starken FLEMMING'schen Flüssigkeit fixiert.

Ich beschäftigte mich gerade mit der *Oen. Lam.*, da bei dieser Pflanze außer cytologischen auch andere Probleme zu erörtern sind, für die die Kenntnis der cytologischen Entwicklung wichtig ist.

Inwieweit ist das Mutieren von äußeren Bedingungen abhängig? Wird es möglich sein, die Entstehung neuer Arten zu beeinflussen? Derartige Untersuchungen sind schon von MAC DOUGAL in Angriff genommen worden. Er gibt an, durch eine Injektion von $ZnSO_4$ 0,2 % in *Oen. biennis* Mutanten hervorgerufen zu haben.

Bei solchen Experimenten sind nur wertvolle Resultate zu erwarten, wenn genau bekannt ist, welche Blüten die Einwirkung trifft und welche Entwicklungsstufe sie in diesem Momente durchmachen.

Um für solche Versuche eine cytologische Basis zu gewinnen, studierte ich auch die Blütenentwicklung mit dem Zweck, die cytologischen Zustände auf äußerlich sichtbare Phasen beziehen zu können.

Oen. Lam. führt bekanntlich einen Pollen, der zum Teil aus tauben Körnern besteht, gleichfalls findet man in einer Frucht stets Samen, welche sich nicht entwickelt haben: das heißt, daß auch die Samenknospen zum Teil steril sind. Da Sterilität auch bei vielen Bastardpflanzen sehr allgemein ist, meint BATESON, die *Oen. Lam.* sei eine Hybride und die Entstehung der Mutanten sei eine Hybridenspaltung.

Deshalb meinte ich auch die *Oenothera* auf Sterilität prüfen zu müssen. Die erhaltenen Resultate werde ich nun kurz mitteilen.

Die Blütenentwicklung der *Oenothera Lamarckiana* wurde schon 1895 von JULIUS POHL untersucht. Seine Darstellung weicht von den Ergebnissen anderer Autoren, wie BARCIANU und PAYER ab, indem er eine akropetale Entwicklung der Blüte, wie sie die anderen Autoren gesehen haben wollen, leugnet. Meine Präparate jedoch zeigen auch für die *Oenothera Lamarckiana* deutlich die akropetale Entwicklung.

Ferner fand ich folgende Vorgänge der Blütenentwicklung.

1. Die Kronanthere entsteht aus der inneren Seite des Kronhöckers.
2. Der Fruchtknoten ist die hohlgewordene Blütenachse. Nur die Narben entwickeln sich wie vier gesonderte Höcker, alternierend mit den Kelchantheren.
3. Der Fruchtknoten wird vierfächerig, da vier parietale Leisten, welche vor den Kelchstaubgefäßen sich befinden, hineinwachsen und in der Mitte aufeinandertreffen und verschmelzen.
4. Die Achse hört auf zu wachsen: es gibt somit keine Columella.
5. Die Placenten differenzieren sich aus den Rändern der Scheidewände.
6. Kronanthere und Kronblatt haben kein gemeinschaftliches Gefäßbündel.
7. Die Samenanlage ist eine Periblem- und Dermatogenbildung, mit Ausnahme des Gefäßbündels in der Raphe.

Die cytologische Entwicklung studierte ich an den Samenanlagen, sowie an den Antheren. Die aus meinen Beobachtungen hervorgehenden Resultate sind kurz zusammengefaßt folgende:

Eine an der Spitze des kleinen Gewebehöckers der jungen Samenanlage befindliche hypodermale Zelle, die Archesporzelle, teilt sich: die obere Tochterzelle wird zur Initiale einer Reihe von Zellen zwischen Embryosack und Mikropyle; die untere Tochterzelle, welche bedeutend größer wird als die obere, ist die Embryosackmutterzelle. Ihr Kern hat denselben Bau, wie die vegetativen

Kerne der übrigen Zellen. Das Chromatin findet man größtenteils an der Kernmembran; oft sind mehrere Nukleoli sichtbar. Beim Beginn der Synapsis zeigt sich ein zartes Kerngerüst; das Chromatin bildet sehr kleine Körnchen, welche durch feine Lininfäden verbunden sind. Der Kern führt zwei oder drei sich dunkelfärbende Nukleolen. Aus diesem Kerngerüst heraus differenziert sich ein schmaler Kernfaden, dessen Schlingen zum größten Teil nach einer Seite des Kerns zusammengedrängt sind. Das Chromatin kann sich häufig sehr regelmäßig in die Fäden einfügen, so daß der Faden in der Gestalt einer Perlenschnur erscheint. Dieser Faden wird nun zu einem starken Klumpen geballt, in den meisten Kernen neben dem Nukleolus, und nimmt rasch an Dicke zu, wie deutlich bei dem Wiederauflockern des Synapsisknäuels zu sehen ist. Nun folgt die Quersegmentierung des Fadens und die Chromosomen entstehen in der vegetativen Anzahl 14. Nach Auflösung der Kernmembran nähern sich die Chromosomen und eine paarweise Anordnung dieser wird klar erkennbar. Das Protoplasma dringt in das Innere des Kerns ein und die Doppelbildungen werden von den Zugfasern erfaßt und in die Kernplatte eingereiht.

Bei der *Oenothera Lamarckiana* findet man also während der Synapsis kein Zusammentreten zweier Fäden; aus dem Synapsisknäuel treten die Chromosomen in der vegetativen Zahl hervor und später nach der Auflösung der Kernmembran paaren sie sich; diese bivalenten Chromosomen gehen in die Bildung der Kernplatte ein. Die synaptischen Erscheinungen der Pollenmutterzellen stimmen hiermit überein.

Bei der ersten Teilung der Mutterzelle trennen sich ganze Chromosomen voneinander. Während des Auseinanderweichens der Chromosomen vollzieht jedes schon eine Längsspaltung, ohne daß diese zunächst zu einer Trennung der Längshälften führt, wodurch im Dyaster wieder deutlich Doppelbildungen sichtbar sind. Nach dieser heterotypischen Kernteilung machen die Tochterkerne ein kurzes Ruhestadium durch; die Längsspaltung jedes Chromosoms ist immer deutlich während der Interkinese, namentlich in der Embryosackmutterzelle. Oft wird in dieser die Membran nicht ganz ausgebildet. Im zweiten Teilungsvorgang, in der homöotypischen Teilung werden die zusammengehörigen Längshälften der Chromosomen getrennt und verteilt auf die Spindelpole, wo sie in die Bildung der Enkelkerne eintreten. Diese vier Enkelkerne zeigen wenig sich färbende Teilchen[1]).

---

[1]) In der Sitzung vom 30. Mai 1908 der Niederländischen Botanischen Gesellschaft, als ich die wichtigsten Resultate dieser Untersuchung erörterte,

In den meisten Pflanzen wird die untere Enkelzelle zum Embryosack. In der *Oenothera Lamarckiana* ist es immer die obere Enkelzelle, welche zur Ausbildung kommt; häufig stehen die untere und die obere dieser Zellen längere Zeit hindurch miteinander in Wettstreit, aber zuletzt ist immer die untere in Degeneration begriffen; das Chromatin der drei unteren Enkelzellen tritt aus dem Kerne, dessen Membran verschwunden ist, heraus und färbt nun das ganze Protoplasma dunkel, wodurch diese drei Tetradenzellen während längerer Zeit noch als ein langer, dunkler Streifen unter dem Embryosack sichtbar sind.

Im Laufe der Entwicklung des Embryosacks findet in fast allen Pflanzen eine dreimal wiederholte Teilung statt, wodurch die acht Kerne entstehen. In der *Oenothera* fand ich immer nur vier Kerne, und zwar oben im Embryosack. Eine geringere Zahl der Kerne im Embryosack ist auch bekannt für *Helosis guyanensis*, durch die Untersuchungen von CHODAT und BERNARD, und für *Mourera* durch eine Arbeit von WENT. In diesen Pflanzen geht wahrscheinlich der untere der bei dem ersten Teilungsschritt entstehenden Kerne zugrunde und der obere gibt dann durch zwei Teilungen die drei Kerne des Eiapparates und den Polkern, so daß dreimal eine Teilung stattfindet.

In der *Oen. Lam.* fand ich niemals unten im Embryosack einen Kern oder dessen Reste, da die vier Kerne immer im oberen Teile lagen. Einige Male war ich so glücklich, auch sich teilende Kerne zu finden. In einem Embryosack teilte der Kern sich, die Spindel lag in der Längsrichtung. Auch fand ich Samenanlagen mit zwei Kernen im Embryosack, welche entweder untereinander oder nebeneinander lagen. Wahrscheinlich wandert der untere Kern wieder nach dem oberen Pole des Embryosacks. Auch die Teilung dieser Kerne, also den zweiten typischen Teilungsschritt im Embryosack konnte ich beobachten; im oberen Teile des Embryosacks sah ich dann zwei Spindeln senkrecht aufeinander. Da in den meisten Pflanzen in dem dritten Teilungsschritt die Spindeln in dem oberen und in dem unteren Teile des Embryosacks je zwei senkrecht aufeinander stehen, ist die Teilung dieser zwei Kerne in der *Oen. Lam.*

---

teilte ich schon mit, daß bei *Oenothera Lamarckiana* die Synapsis in der oben beschriebenen Weise stattfindet und sich dadurch von der bei anderen Pflanzen bekannten Synapsis unterscheidet. Seitdem ist im Julihefte 1908 der „Botanical Gazette“ eine Publikation von GATES über die Synapsis und Reduktionsteilung in den Pollenmutterzellen von *Oenothera rubrinervis* erschienen. Dieser Autor fand nahezu dieselbe Aufeinanderfolge der Synapsisphasen.

zweifelsohne der letzte Teilungsschritt des Embryosacks, wodurch die zwei Synergiden aus dem einen Kerne, Eizelle und Polkern aus dem anderen entstehen. Am Chalazaende waren in diesem Embryosacke kein Kern oder Kernreste zu beobachten. Hieraus geht also hervor, daß in der *Oen. Lam.* die erste Teilung im Embryosack ausgefallen ist, so daß gar keine Antipoden und kein unterer Polkern entstehen; sogar keine Antipodeninitialzelle, welche gleich nach dem Entstehen verschwindet, wie bei *Helosis* und *Mourera.*

Bei der Embryosackbildung von *Cypripedium* ist die Zahl der Teilungen noch weiter reduziert; Miß L. PACE fand, daß, nachdem der Kern eine heterotypische Teilung durchgemacht hat, eine Querteilung der Embryosackmutterzelle folgt. Die folgende homöotypische Teilung findet meistens nur in der unteren Zelle statt. Die obere, der Mikropyle am nächsten liegende Zelle wird desorganisiert. Der zweiten Kernteilung folgt keine Zellteilung, sondern die betreffende Zelle wächst in die Länge und die Tochterkerne orientieren sich polar. Eine neue Kernteilung folgt, wodurch also vier freie Kerne in der unteren Zelle gebildet werden. Eine weitere Kernteilung vor der Befruchtung war bei *Cypripedium* nicht nachzuweisen.

Von den vier Kernen des Embryosackes werden bei *Oen. Lam.* drei an dem Mikropylarende durch Plasma und eine Hautschicht von dem übrigen Teil des Embryosackes abgegrenzt. Von diesen nackten Zellen ist eine das Ei, die beiden anderen sind die Synergiden. Ein freier Kern, der Polkern, bleibt im Protoplasma des Embryosackes. Wenn die Pollenmutterzelle in vier tetraëdrisch angeordnete Tochterzellen zerlegt ist, wachsen diese Zellen regelmäßig zu Pollenkörnern aus. Die Vorgänge des Membranwachstums bei *Oen. Lam.* stimmen wahrscheinlich mit den von R. BEER bei *Oen. longiflora* gefundenen überein.

In den fast reifen Pollenkörnern teilt der Kern sich in einen größeren vegetativen und einen kleineren generativen Kern; beide sind in Plasma eingehüllt, der erstere bleibt in der Mitte des Kornes liegen; der letztere wandert gegen die Wand. Der generative Kern teilt sich wahrscheinlich erst, nachdem er in den Pollenschlauch eingewandert ist.

Der Pollenschlauch nimmt seinen Weg durch die Mikropyle und durchbohrt die Nucellusschichten über dem Scheitel des Embryosackes und dringt in denselben vor. In der Mitte dieser Nucellusschichten findet schon zuvor eine Resorption der trennenden Wände statt. Da während des Vordringens des Pollenschlauches die Synergiden schon ganz desorganisiert sind und sich sehr dunkel färben und auch in dem engen Kanal, durch welchen der Pollenschlauch seinen Weg genommen hat, viele sich dunkelfärbende Kernreste der umringenden Zellen sichtbar sind, konnte ich die Teilung des generativen Kernes nicht beobachten.

Die Befruchtung jedoch wurde deutlich gesehen. Es ist eine Doppelbefruchtung: der eine generative Kern dringt in die Eizelle ein und legt sich dicht an den Eikern; der generative Kern ist dann rund, aber kleiner als der Eikern. Bevor er verschmilzt, wird er etwas größer. Der andere generative Kern, der dieselbe Form zeigt, legt sich an den Polkern an. Die Vereinigung von Polkern und generativem Kern geht schneller vor sich als diejenige des anderen generativen Kernes und des Eikernes. Der befruchtete Polkern beginnt nun bald sich zu teilen, so daß es oft schon einige Endospermkerne gibt, bevor der Eikern ganz mit dem generativen Kerne verschmolzen ist, und die Eizelle sich mit einer Membran umgeben hat. Die befruchtete Eizelle erzeugt durch zahlreiche Teilungen den Embryo, einen kurzen Suspensor und eine Kugel mit deutlichen Octanten. In dem protoplasmatischen Wandbelege des Embryosackes sind dann schon eine große Anzahl freier Endospermkerne erzeugt. Später jedoch verschwindet dieses Endosperm wieder.

Bei der *Oen. Lam.* wird also das Endosperm aus einem einzigen befruchteten Polkerne gebildet.

In den reifen Staubgefäßen findet man zwischen den normalen Körnern viele taube Pollenkörner, in jungen Früchten zwischen den sich entwickelnden Samen eine große Anzahl untauglicher Samenanlagen. In beiden Fällen entsteht die Sterilität nach der Reduktionsteilung. Weil in der Embryosackmutterzelle die Reduktionsteilung normal stattfindet, gibt es viele Samenanlagen, in denen auch die obere Tetradenzelle degeneriert. Dieses Degenerieren zeigt fast dieselben Erscheinungen, welche man gewöhnlich in den unteren Tetradenzellen sieht. Auch in den Pollenmutterzellen sind die Teilungen regelmäßig, aber, nachdem die vier Tetradenzellen gebildet sind, wachsen gewöhnlich nur zwei Zellen ganz und die beiden anderen nur zum Teile aus, so daß daraus Körner entstehen, deren Inhalt allmählich verschwindet, während die Wand fast normal ausgebildet ist.

Da die Teilungen normal sind, kann man die Sterilität nicht einer hypothetischen Bastardnatur zuschreiben. Aus der Literatur über diese Frage ergibt sich, daß Sterilität, außer bei Hybriden bei verschiedenen Pflanzen auftritt, während bei den meisten Bastarden, von denen die Cytologie bekannt ist, Sterilität sich schon bei einem der Eltern oder bei beiden Eltern zeigt. Außerdem ist partielle Sterilität unter den Onagraceen sehr verbreitet, wie ich durch eine Untersuchung von nahezu 100 Arten aus dieser Familie fand. Deshalb läßt sich nach meiner Meinung wohl schwerlich aus dem Auftreten von Sterilität in einer Pflanze auf ihre Bastardnatur schließen.

Auch sind die betreffenden Einwände BATESONs gegen die Mutationstheorie so lange ohne Bedeutung, als es nicht gelingt, die von ihm vermuteten Eltern der *Oen. Lam.* anzugeben.

In unreifen Fruchtknoten sind die Samenknospen, welche zur Befruchtung untauglich sind, dadurch kenntlich, daß der Nucellus durchsichtiger ist und der Embryosack fehlt. In solchen Samenknospen wurde niemals ein vordringender Pollenschlauch beobachtet, während diese in den normalen Samenknospen derselben Schnitte vielfach gefunden wurden. Wahrscheinlich sondert also nur der normale Embryosack (und zwar die Synergiden, welche frühzeitig degenerieren) Stoffe ab, welche auf den Pollenschlauch anziehend und ihre Richtung bestimmend wirken.

Durch eine Kombination der durch diese Untersuchung der ontogenetischen sowie der cytologischen Entwicklung gewonnenen Resultate wird es klar, daß besonders die *Oen. Lam.* sich für in der Einleitung genannte experimentelle Untersuchungen eignet, da die cytologische Entwicklung der Pollenkörner zeitlich scharf von der Embryosackentwicklung getrennt ist. In Blüten, welche 30 mm messen, ist die Pollenentwicklung schon fast beendigt, während die Embryosackentwicklung in den Samenknospen dann erst anfängt. Es ist also möglich, die Pollenentwicklung und die Embryosackentwicklung getrennt zu beeinflussen; und die hierfür zu wählenden Blüten sind nach geeigneter Vorprüfung leicht kenntlich. Um die Pollenmutterzellen vor der Synapsis zu beeinflussen, wähle man Blüten, welche 10 bis 11 mm messen und Staubgefäße von 3 mm Länge zeigen, da in Blüten von 12 bis 13 mm, in welchen der Staubbeutel sowie das ganze Staubgefäß 4 mm Länge hat, das Synapsisstadium der Pollenmutterzellen vorliegt. In Blüten, welche etwa $3^1/_2$ cm messen, findet die Synapsis der Embryosackmutterzelle statt. Um diese zu beeinflussen, wähle man Blüten von 3 bis $3^1/_2$ cm: der Fruchtknoten und das Hypanthium (die röhrige Blütenachse) zeigen dann fast dieselbe Länge, nämlich $4^1/_2$ mm.

Eine ausführliche Beschreibung der bei dieser Untersuchung gewonnenen Resultate hoffe ich bald mit Abbildungen publizieren zu können im „Recueil des Travaux Botaniques Neerlandais.“

73. Bruno Schröder: Neue und seltene Bacillariaceen aus dem Plankton der Adria.

(Mit 1 Abbildung im Text.)

(Eingegangen am 24. Oktober 1908.)

Während eines Aufenthaltes in der zoologischen Station zu Rovigno im Juli 1908 bemerkte ich in Planktonproben aus der Adria einige Bacillariaceen, die teils neu, teils wenig bekannt sind. Die Proben, in denen jene Organismen gefunden wurden, stammen aus den Jahren 1897, 1901 und 1902. Sie waren in Formol gut konserviert.

1. *Leptocylindrus adriaticus* nov. spec.

(Fig. 1.)

Kolonie fadenförmig, gerade; Zellen schlankzylindrisch, in der Sagittalebene schmal rechteckig, 8—15 mal so lang als breit; Zellhaut glatt, hyalin; Chromatophoren zahlreiche, sehr kleine rundliche oder unregelmäßig gestaltete Plättchen in der Nähe des Zellkernes.

Leptocylindrus adriaticus nob. unterscheidet sich durch die weitaus schlankeren und schmaleren Zellen und die wesentlich zahlreicheren und kleineren Chromatophoren von *L. danicus* Cleve, in Bihang t. K. Sv. Vet.-Akad. Handl. Bd. 20, Afd. III, No. 2, pag. 15, tab. II, fig. 4 u. 5.

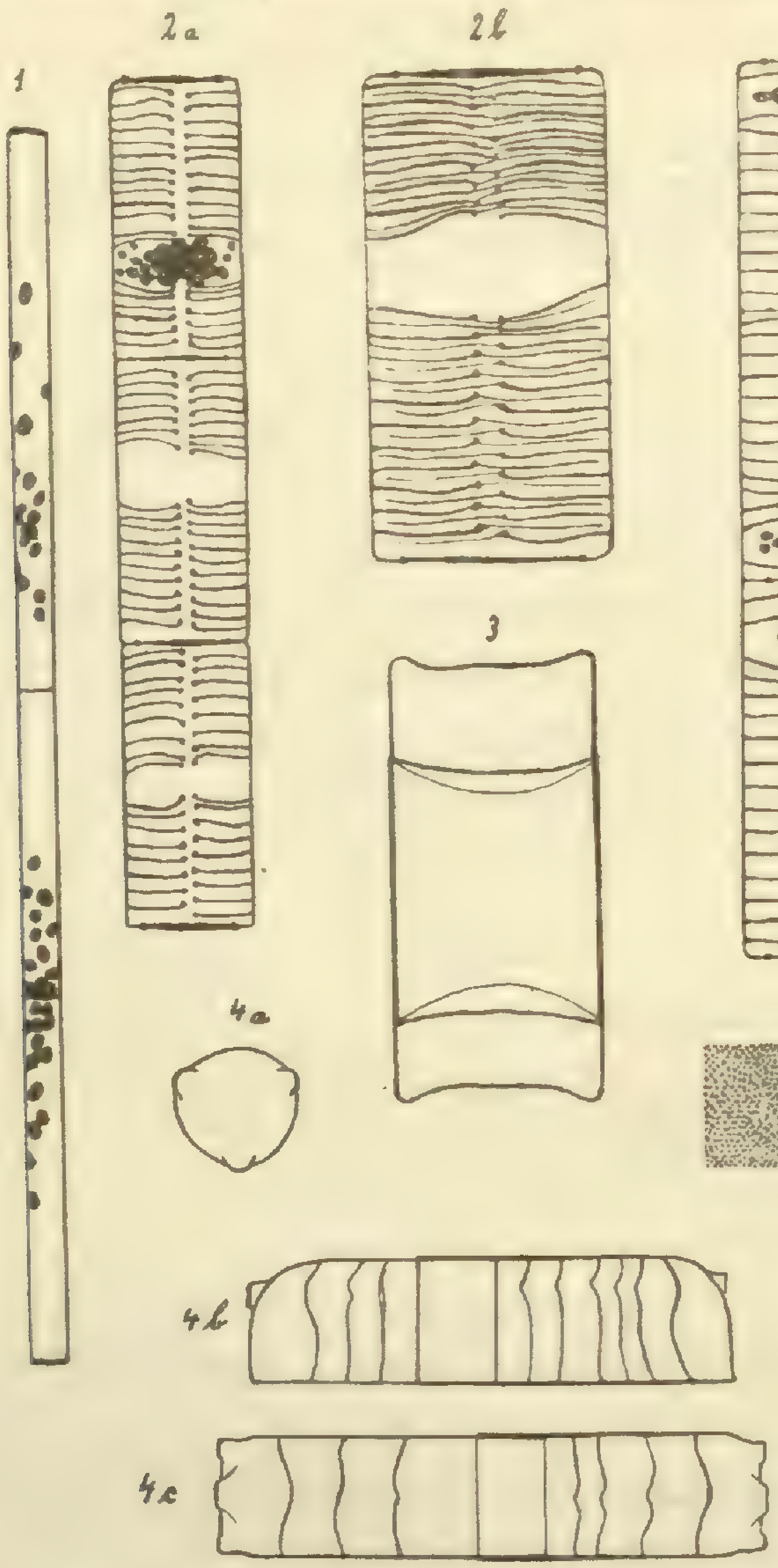
Fundort: Rovigno, häufig bei Isola Figarola am 17. September 1897; auch an anderen Orten der nördlichen Adria mehrfach beobachtet.

2. *Striatella interrupta* (Ehrb.) Heiberg.

(Fig. 2a—c.)

Diese Bacillariacee gehört eigentlich zu den festsitzenden Littoralpflanzen. Sie kommt jedoch von der Brandung losgerissen zuweilen sehr vereinzelt auch im Plankton vor. Ihre bisherigen Beschreibungen und Abbildungen sind teilweise unvollkommen.

Zuerst wurde sie 1838 von EHRENBERG in seinem großen Werke über die Infusionstierchen (pag. 202) als *Tessella interrupta* mit sehr knapper Diagnose ohne Abbildung erwähnt. Später gab KÜTZING von ihr eine Zeichnung (Kieselschalige Bacill. tab. 18, fig. IV, 1 u. 2),



Sämtliche Figuren sind mit einem ABBEschen Zeichenapparate von mir gezeichnet worden.

Fig. 1. *Leptocylindrus adriaticus* nov. spec.
Kolonie aus 3 Zellen; die unteren beiden kurz nach der Teilung, mit Chromatophoren. (Vergr. Zeiß Oc. 2, Obj. C.)

Fig. 2. *Striatella interrupta* (Ehrb.) Heiberg.
a) Kolonie aus 3 Zellen, oberste Zelle mit Chromatophoren (Oc. 2, Obj. B.
b) eine Zelle stärker vergrößert, den Verlauf der falschen Scheidewände zeigend (Oc. 4, Obj. C.); c) drei Zellen kurz nach der Teilung (Oc. 4. Obj. C.).

Fig. 3. *Biddulphia pellucida* Castracane Forma Gürtelseitenansicht (Oc. 2, Obj. B.).

Fig. 4. ***Biddulphia pelagica*** **nov. spec.** a) Schalen-, b u. c) Gürtelseite (Oc. 2, Obj. B.).

Fig. 5. Schema der Anordnung der Punktreihen auf der Membran von fig. 3 u. 4. (Oc. 2, Zeiß Öl-Imm. $^1/_{12}$).

bei der man aber nur wenig Details sehen kann und die außerdem falsche Vorstellungen von der Membranbeschaffenheit zu erwecken geeignet ist. Seine Beschreibung von *T. interrupta* Ehrb., die ebenfalls wenig ausführlich war, fand nebst Zeichnung in PRITCHARD, History of Infusoria (pag. 804, tab. VIII, fig. 5) Aufnahme.

Wesentlich eingehender waren die Untersuchungen, die P. A. C. HEIBERG (Kritisk Oversigt over de danske Diatomeer pag. 73, tab. V, fig. XV.) an dieser Alge anstellte[1]). Er zog sie zu der Gattung *Striatella* Agardh und gab eine auf gründlichem Studium der eigenartigen Membranverhältnisse beruhende ausführliche Diagnose. HEIBERG bearbeitete lebendes Material und fand die Ketten von *Striatella interrupta* an einer Ecke der untersten viereckigen Zelle auf einem Gallertstiele, der ungefähr $^1/_5$mal so lang ist als die Breite der Zellen beträgt, festsitzend. Außerdem sah er die Zellen der Kette durch lokalisierte, ringförmige Gallerthüllen, welche die Zwischenzellwände und ihre nächste Umgebung bedecken, verbunden (l. c. fig. XV 1b). In fig. 4b bildet er eine zweizellige Kette ab, die gebogen ist und hält dies für eine Monstrosität, was ich jedoch bezweifle, da ich in meinem Materiale wiederholt längere (6–8zellige) Ketten fand, die etwas gebogen waren. Er stellt ferner die regelmäßig schmallanzettliche Schalenansicht mit abgerundeten Ecken und einer Pseudoraphe dar, sowie die feine in parallelen Reihen angeordnete Punktierung der Zellhaut, die bei stärkerer Vergrößerung und schiefer Beleuchtung deutlich sichtbar wird.

Die wie perlenartige Punkte und wie Querrippen aussehende Zeichnung der Zellhaut auf der Gürtelansicht wird, wie W. SMITH (Synopsis Brit. Diat. tab. XXIX, fig. 30) bei *Striatella unipunctata* (Lyngb.) Agardh zuerst gezeigt hat und wie HEIBERG bei dieser, bei *S. interrupta* und bei *Podosphenia communis* Heiberg (l. c. tab. VI, fig. XXIII, 6. 8. 15–27) ebenfalls nachweist, durch eigentümliche innere Zellhautverdickungen oder falsche Scheidewände („septe", „annuli", „frustules annulate" bei SMITH, „fausses cloisons" bei VAN HEURCK) gebildet, die sich wie „Diaphragmen" (HEIBERG l. c. pag. 3 und 73 tab. V, fig. 6—8) abwechselnd von rechts und links quer durch ungefähr die Hälfte des Zellinnern spannen und der Zellwand größere Festigkeit gegen den äußeren Druck bei starker Wasserbewegung verleihen. In Wirklichkeit sind also die Punkte nichts als eine optische Erscheinung, hervorgerufen durch die hoch konvexe Bogenwölbung der Diaphragmen in Seitenansicht. Ähnlich ist es auch bei den scheinbaren Querrippen der Zell-

---

1) Herr Dr. C. H OSTENFELD in Copenhagen hatte die Freundlichkeit, mir die genannte seltene Arbeit HEIBERGs zur Durchsicht zu übersenden, wofür ich ihm hiermit nochmals bestens danke.

haut, die bei meinen Exemplaren meist mehr und auch unregelmäßiger gebogen erscheinen als HEIBERG angibt; namentlich gilt dies von denjenigen, welche die bei normalen vegetativen Zellen fast in der Zellmitte befindliche, von falschen Scheidewänden freie Zone begrenzen und die besonders stark und charakteristisch gebogen erscheinen. Möglicherweise waren die HEIBERGschen Exemplare aus der Ostsee anders strukturiert als die meinigen aus dem Mittelmeere, zumal HEIBERG die freie Zone in oder nahe der Mitte der normalen Zelle bei Gürtelseitenansicht (fig. XV 1b) sehr schmal zeichnet und bei seiner fig. XV, 13 überhaupt nicht darstellt. Indessen dürften die HEIBERGschen Zeichnungen von *Striatella interrupta* doch wohl etwas schematisch sein.

Weiter fiel es mir bei Anwendung stärkerer Vergrößerungen auf, daß bei meinen Exemplaren die Zwischenzellwände leicht zentral konvex verdickt erschienen und vor dem Rande im optischen Querschnitt links und rechts je eine punktartige Anschwelluug zeigten, wie ich das auf meiner fig. 2 darzustellen versucht habe. HEIBERG erwähnt davon weder im Texte noch in der Zeichnung etwas. Leider ist es mir bei der relativ großen Seltenheit des Objektes in meinen Proben (meist nur ein Exemplar im Präparate) und bei seiner Neigung zum Kettenbilden trotz wiederholter tagelanger Bemühungen auch bei Einbettung in Glyzeringelatine nicht gelungen, die Zwischenzellwände in der Schalenansicht untersuchen zu können. Wahrscheinlich beruht die von mir erwähnte Beschaffenheit derselben ebenfalls auf analogen optischen Erscheinungen, die durch Zellwandverdickungen hervorgerufen werden.

Den Zellkern und die ihn mehr oder weniger um- und überlagernden Chromatophoren, über die bisher bei *Striatella interrupta* nichts bekannt war, fand ich stets nur dort, wo die falschen Scheidewände im Zelllumen einen freien Raum lassen, also bei normalen, vegetativen Zellen ziemlich in der Mitte der Zelle, bei in Teilung begriffen gewesenen Zellen nahe an der Teilungsebene. Der Kern ist meist etwas seitlich gelagert, wie sich durch Tinktion nachweisen ließ. Die Chromatophoren sind etwas kleiner als der Kern und bilden rundliche oder längliche Plättchen von verschiedener Größe.

Der Vollständigkeit wegen sei noch auf Diagnose und Abbildung von *Striatella interrupta* (in Gürtelseitenansicht) bei VAN HEURCK (Synopsis pag. 165, tab. LIV, fig. 8) hingewiesen.

Fundorte: Bereits früher von mir vor Rovigno und bei den Brionischen Inseln angegeben (Vierteljahrsschrift d. naturf. Gesellschaft Zürich Jahrg. 51, pag. 320). Neuerdings vereinzelt vor Parenzo unweit des Riffes Altese am 12. September 1901 und ebenfalls selten vor Ragusa am 14. Mai 1902 beobachtet.

3. *Biddulphia pellucida* Castracane. Forma.

Fig. 3.

CASTRACANE beschreibt (Challenger Report, Botany, Vol. II, pag. 103) eine *Biddulphia* aus dem Meere bei den Philippinen, die er wegen ihrer zartstrukturierten, weichen Zellhaut *B. pellucida* benennt. Von seiner Abbildung auf tab. XXVI, fig. 5 weicht die von mir gefundene Form in dem Verhältnis der Länge zur Breite wesentlich ab, so daß meine Form schlanker aussieht. Auch gibt CASTRACANE in der Diagnose an: „valvis centrum inflatis", was auch auf seiner Zeichnung dargestellt ist, aber für meine Form nicht ganz stimmt, da, wie an meiner Abbildung ersichtlich ist, bei ihr die Schalenmitte flach oder nur sehr wenig vorgewölbt ist. Dagegen würden die Zellfortsätze, sowie die äußerst zarte Punktierung der sonst völlig glatten, bräunlichgelben Zellhaut meiner Formen mit CASTRACANES Angaben gut übereinstimmen. Eine vielleicht verwandte Form, *B. subsalsa*, gibt ferner LEMMERMANN an (ENGLERs Bot. Jahrb. Bd. 38, pag. 364, tab. VI, fig. 1 u. 8), bei der aber die Fortsätze der Zellen etwas schräg auswärtsgerichtet und quer abgestutzt sind.

Fundort: Rovigno, vereinzelt am 27. Juli 1897 und am 17. April 1901.

4. *Biddulphia pelagica* nov. spec.

(Fig. 4a—c.)

Zellen einzeln, langgestreckt, 3—4 mal so lang als breit, stumpf dreikantig, fast zylindrisch, Kanten abgerundet, Enden etwas eingezogen, mit drei kahlen Fortsätzen; Zellhaut dünn, wenig verkieselt, bräunlich gelb, sehr fein nach drei Richtungen hin punktiert. Mehrere Zwischenbänder. Chromatophoren unbekannt.

B. pelagica nob. steht *B. orbiculata* (Shadbold) Boyer (Proceed. Nat. Sc. Philadelphia 1900, pag. 709) am nächsten. Letztere trägt aber auf den drei Fortsätzen je einen kräftigen, borstenförmigen Stachel, der gebogen ist und bei dieser kettenbildenden Form auf den Fortsatz der Nachbarzelle hinübergreift, ähnlich wie dies bei kettenbildenden *Rhizosolenien* der Fall ist. *B. pelagica* ist langgestreckter als *B. orbiculata* und stachellos, auch wurde Kettenbildung bei ihr nicht beobachtet. Die Zwischenbänder sehen bei ihr auch ganz anders aus als bei der angeführten verwandten Form. Da nur leere Schalen gefunden wurden, bleibt die Gestalt und die Anordnung der Chromatophoren, sowie die Lage des Kernes und seine Beschaffenheit noch unbekannt.

Fundort: Rovigno, Canal di Leme bei Orsera am 8. August 1897 und im Val di Bora am 28. November 1901, an beiden Orten selten. (Auch in dem von KÜKENTHAL und HARTMEYER gesammelten Plankton von Westindien bei St. Thomas in einer Probe vom Januar 1907 von mir beobachtet worden.)

Breslau, Oktober 1908.

74. J. Grüß: Kapillaranalyse einiger Enzyme.

(Eingegangen am 24. Oktober 1908.)

Mit Hilfe der Kapillarattraktion lassen sich alle enzymatischen Wirkungen zur Darstellung bringen. Die größten Schwierigkeiten hat der Nachweis der Cytase verursacht; es gelang aber schließlich auch hier, die technischen Schwierigkeiten zu überwinden.

Die zellwandlösende Wirkung läßt sich, wie dies BROWN und MORRIS zuerst zeigten, am leichtesten im Gramineenendosperm verfolgen. Kapillaranalytisch kann man folgendermaßen verfahren: Die einzelnen herauspräparierten und sogleich in Wasserstoff aufbewahrten Endosperme werden mit einigen Tropfen Glyzerin zerrieben (auf 10 Endosperme ca. 1—2 Tropfen Glyzerin). Die Masse wird dann auf ausgespanntes Filtrierpapier (Munktellpapier) in einen Wasserring unter Wasserstoff gegeben.

Wenn sich das Kapillarisationsfeld nicht mehr ausbreitet, sucht man mittelst einer mit Guajak-Wasserstoffsuperoxyd befeuchteten Rolle Filtrierpapier die blaue Randlinie zu markieren, die jedoch meistens ohne dies hervortritt. Man schneidet diese Randlinie in einer Breite von ca. 1 mm aus und schichtet Stücke derselben auf einem großen Deckglas spaltförmig zusammen. In den schmalen Zwischenraum bringt man die Testobjekte, also ausgewaschene dünne Schnitte aus den Kotyledonen der Lupine und Stärkekörner.

Man läßt nun von der äußeren Seite der Papierstreifen her je 1—2 Tropfen Thymolwasser hinzufließen und kittet dann das so beschickte Deckgläschen mittelst Vaseline auf den hohlen Glasklotz, der einige Tropfen Wasser mit Thymol oder Toluol enthält. Nach 48 Stunden kann man unter dem Mikroskop sowohl die Lösung der Hemicellulose als auch die Korrosion der Stärkekörner beobachten.

Ich bringe hier den objektiven Befund, aber es wird wohl nichtsdestoweniger ausgeschlossen sein, daß ich BROWN, der im Gerstenendosperm immer noch Cytase als selbständiges Enzym annimmt, zur Anerkennung meiner Meinung bewegen kann, daß nämlich die vom Schildchen sezernierte Peroxydiastase gleichzeitig Stärkekörner korrodiert und Hemicellulose zu lösen vermag.

Durch Vergrößerung des Widerstandes und durch Einschaltung von adsorbierenden Körpern wie Tonerde oder gelatinierenden Stoffen in den Weg, welchen die kapillarisierende Flüssigkeit zurücklegt, kann die Genauigkeit der Kapillarisationsmethode beliebig und zweckentsprechend vergrößert werden, ohne daß man nötig hat, mit zu verdünnten Lösungen arbeiten zu müssen.

Auf keine Weise ließ sich kapillaranalytisch die stärkelösende von der hemicelluloselösenden Wirkung im Endosperm trennen. In dem toten mehlhaltigen Endospermgewebe wird also, wenn man BROWNs Meinung beibehält, mindestens auch keine Trennung erfolgen.

Das Vorhandensein der Cytase als selbständiger Körper wird daraus abgeleitet, daß durch die Abschwächung des Enzyms infolge von Temperaturerhöhung die hemicelluloselösende Eigenschaft früher als die stärkelösende schwindet. Es ist aber zu bemerken, daß die Intensität dieser letzteren bei dem Versuch gleichfalls herabgesetzt wird, so daß man also nicht sagen kann, die stärkelösende bleibe unverändert.

Die stärkste katalytische und gleichzeitig diastatische Wirkung äußert das vom Schildchen abgesonderte Enzym, und hier liegen die Verhältnisse ähnlich: Durch fortgesetzte Behandlung mit siedendem Alkohol kann man die peroxydasische Wirkung herabsetzen.

Wie sich aber kapillaranalytisch demonstrieren läßt, sinkt gleichfalls auch das Verzuckerungsvermögen. Ein Maßunterschied für die Abnahme beider Kräfte ist vorläufig kaum zu finden, da in jedem Fall drei Körper aufeinanderwirken, und dazu kommen noch Zeit und Temperatur als komplizierende Bedingungen.

Es ist doch nicht gerade nötig, daß die Eigenschaften eines

Körpers, welcher von der Temperatur leicht in seiner Wirkungsweise beeinflußt wird, in gleichem Maßstabe abgeändert werden.

Ebenso wird durch langsames Austrocknen die Wirkung der Peroxydiastase herabgesetzt, wenn diese in wäßriger Lösung über eine größere Fläche verbreitet ist; in ähnlicher Weise wird eine Diastase durch fehlerhaftes langsames Eintrocknen der wäßrigen Lösung hornartig und ist dann schwachwirkend. Es darf daher nicht überraschen, daß die verschiedenen Handelspräparate von Diastase sehr verschieden wirken. Ich habe sehr viele Präparate in Händen gehabt, darunter einige, die von Spezialisten hergestellt worden waren. In wäßriger Lösung an der Luft dunkelten sie, einige recht erheblich, und diese zeichneten sich durch eine ausgiebige Peroxydasereaktion aus.

Kapillaranalytisch ließ sich kein Pigment oder gar ein Chromogen abtrennen: Die Peroxydiastase ist es selbst, die sich hier durch langsame Sauerstoffaufnahme dunkel färbt.

Nun beobachteten wir schon vor 10 Jahren im Laboratorium der Versuchsbrauerei, daß angeschnittenes Grünmalz beim Lagern im Thermostaten im Endosperm violett gefärbt wird; alle diese Fälle ließen sich auf die Wirkung eines Bakteriums zurückführen. Im Endosperm des keimenden Getreides entsteht kein Farbstoff oder Chromogen, auf welches die Peroxydiastase einwirken könnte[1]).

Vielmehr soll diese im Verlauf der Keimung durch eine von der Aleuronschicht abgesonderte Antioxydase gegen Autoxydation geschützt werden.

Diesen also gewissermaßen reduzierend wirkenden Körper kann ich noch nicht zu den Enzymen rechnen; denn während die Peroxydiastase (deswegen so genannt, weil sie gleichzeitig als Diastase und als Peroxydase wirken kann) durch siedenden Alkohol geschwächt wird, zeigt jene Antioxydase dadurch augenscheinlich keine Abnahme ihrer Wirkung.

Wozu ist nun aber die rätselhafte peroxydasische Wirkung der Diastase im toten Endosperm da?

Eine wenn auch noch nicht vollständige Aufklärung ergibt sich aus folgenden Beobachtungen: Im embryonalen lebenden Endosperm ist eine reine Peroxydase mit schwach oxydasischen Eigenschaften vorherrschend, während eine schwachwirkende Peroxydiastase, die wir nach BROWN und MORRIS auch Translokationsdiastase nennen können, in durchaus geringerer Menge zur Lösung der transitorischen Stärke vorhanden ist. Gleichzeitig herrscht im embryonalen Endosperm ein hoher Gaswechsel, dessen Intensität mehr und mehr sinkt, je weiter der Reifungsprozeß vorschreitet.

---

[1]) Nach J. RONDE wandert in die Kleberzellen einiger Gramineen ein Farbstoff ein, welcher einer Lichtwirkung seine Entstehung verdankt.

Parallellaufend damit nimmt die Menge der erwähnten reinen Peroxydase ab, wogegen die Peroxydiastase erhalten bleibt. Diese letztere findet sich ausschließlich neben einer Antioxydase in dem Endosperm, welches in den Ruhezustand übergegangen ist.

Während des hohen Gaswechsels hat sich im embryonalen Endosperm jedoch kein Pigment gebildet. Wahrscheinlich ist, daß sich die Peroxydase bei der Autoxydation in die schwach wirkende Peroxydiastase umbildet.

Wenn die Keimung beginnt, so vermehrt sich im Keimling die Peroxydase (oder Oxygenperoxydase, da sie, wie erwähnt, schwach oxydasische Eigenschaften besitzt) und gleichzeitig ist der Gaswechsel wieder ein hoher. Im Schildchen findet die Umbildung dieses Enzyms in Peroxydiastase statt, die als Sekretionsdiastase an das tote Endosperm abgegeben wird.

Diese nun im Endosperm wirkende Peroxydiastase hat die bekannten hydrolytischen Eigenschaften, und durch Absonderung einer Antioxydase von seiten der Aleuronzellen, die besonders reich daran sind, wird sie gegen Autoxydation und damit gegen Abschwächung geschützt.

Diese langsame Autoxydation ist die Ursache, daß dieses Enzym eine peroxydasische Reaktion ausüben kann, im toten Endosperm aber nicht zur Ausübung bringt, da die Oxydase fehlt. Ich vergleiche diese Peroxydase, hier Peroxydiastase, mit Cu_2O „als Modell“ (Bredig), auf dessen katalytische Eigenschaften ich zuerst aufmerksam gemacht habe und das sich auch langsam an der Luft und etwas mehr in H_2O_2 oxydiert, und die langsame Oxydationsfähigkeit dieser Peroxydase und des Cu_2O ist auch die Ursache der Spaltungsfähigkeit für H_2O_2. Bei der Abspaltung wird ein Teil der Atome O zu Molekülen O_2 vereinigt, während ein anderer Teil Guajak oder andere Chromogene oxydiert.

Da die Peroxydiastasen also eine geringe Autoxydation zeigen, so war vermutlich der Gaswechsel im ruhenden wie im angekeimten Endosperm im Gegensatz zu dem im Embryo ein relativ niedriger, und dies ließ sich auch durch die Gasanalyse bestätigen.

Diastaselösungen habe ich früher[1]) einmal auf Hemicellulosen einwirken lassen, und da sich der Versuch in die Länge zog, so dunkelten die Flüssigkeiten, und bei dieser Autoxydation zeigte sich eine allmähliche Abschwächung, denn ein großer Teil befand sich nicht in Wirksamkeit (arbeitende Diastase hält sich viel länger als eine solche, die sich allein in wäßriger Lösung befindet).

---

[1]) Wochenschr. f. Brauerei 1902, Nr. 17.

Die Antioxydase würde nach diesen Ausführungen die Autoxydation herabsetzen und damit auch eine Schwächung des hydrolytischen Vermögens verhindern. Mit einer Pigmentbildung haben hier die Enzyme nichts zu tun.

Ähnliche Verhältnisse finden sich in der Kartoffelknolle. Das wirksame Enzym ist eine stark wirkende Oxygenperoxydase, die sehr leicht eine Autoxydation eingeht. Auch diese wird im Gewebe durch eine Antioxydase verhindert. Am Wundrand, wo der Sauerstoff leicht Zutritt hat, erscheint unter erhöhtem Gaswechsel eine Peroxydiastase. Das Ergebnis ist also auch hier wie im Schildchen: das Enzym verliert bei der Sauerstoffaufnahme die oxygene Wirkung und tauscht dafür die diastatische ein.

Es braucht kaum erwähnt zu werden, daß die Autoxydation, die an der Luft unter Verfärbung vor sich geht, nicht in gleicher Weise erfolgt wie diese Umwandlung, bei der keine Verfärbung eintritt.

Andererseits ist nicht zu leugnen, daß die Oxydasen bei der Pigmentbildung eine große Rolle spielen.

Zur Erkennung dieser Einwirkung kommt der Kapillaranalyse eine besondere Bedeutung zu. Man kann mittelst der Chromogramm-Methode ganz genau erkennen, ob eine Autoxydation oder eine Sauerstoffübertragung vorliegt.

Wie ich in meiner Schrift[1]) über das Sauerstoffenzym der Kartoffel auseinandergesetzt habe, kann dasselbe gleichzeitig als Oxydase und als Peroxydase (also Oxygenperoxydase) wirken. Durch die Kapillaranalyse läßt sich zunächst die Verfärbung infolge von Autoxydation zeigen.

Die Sauerstoffübertragung dieses Enzyms und die dadurch bewirkte Pigmentbildung läßt sich andererseits durch folgendes Beispiel demonstrieren: wir entfetten mit Äther Kakaobohnen, die noch keine Fermentation durchgemacht haben, sondern nur einfach getrocknet worden waren, übergießen das Pulver mit 75 prozentigem Alkohol und digerieren unter mäßigem Erwärmen.

Ein Kapillarisationsfeld wurde nun durch fortgesetzte einfache Kapillarisation mit einer Farbstoffschicht angereichert, wodurch ein rötliches Mittelfeld, umschlossen von einer breiten schieferblauen Randzone, erhalten wurde.

---

[1]) Zeitschrift f. Pflanzenkrankheiten XVII, H. 2 u. 4.

Daraus folgt zunächst, daß in der roten Lösung zwei Farbstoffe vorhanden sind, ein schieferblauer und ein bräunlichroter von schwacher Intensität. In das getrocknete Feld läßt man nun ein zweites Kapillarisationsfeld eindringen, welches in seiner Randzone die Oxygenperoxydase aus der Kartoffelknolle enthält. Das zur Verwendung kommende Enzym kann man ziemlich rein erhalten, wenn man die ausgeschnittene Randzone der zweiten Kapillarisation unterwirft.

Wenn das Sauerstoffenzym in die blaue Farbzone eingedrungen ist, so findet hier eine Sauerstoffübertragung statt: der blaue Farbstoff schlägt in gelbbraun um. Dieser Vorgang wird beschleunigt und die Intensität des gebildeten Farbstoffes wird eine höhere, wenn man das Kapillarisationsdoppelfeld mit verdünntem H_2O_2 behandelt. Die Reaktionszone ist dann eine halbmondförmige gelbbraune Fläche.

In der Kartoffelknolle selbst kommen derartige Farbstoffbildungen unter der Einwirkung der Enzyme nicht zustande. Es gibt eine Art „Negerkartoffel“ welche in den Parenchymzellen reichliche Mengen eines violetten Farbstoffes besitzt. Dieser läßt sich sehr leicht kapillaranalytisch von der Oxygenperoxydase trennen. Schon im Wasserring auf einfachem Filtrierpapier gelingt dies, weit besser aber auf Tonerdepapier. Gibt man auf letzteres einen Wasserring und darin die zerriebene Masse, so erhält man ein rotviolettes Mittelfeld, welches von einer farblosen Zone umschlossen ist.

Nach Behandlung mit Guajaklösung stellt sich auf angefeuchtetem Filtrierpapier in dieser Außenzone eine blaue Färbung ein, die bei Zusatz von H_2O_2 fast schwarzblau wird. Die Aminviolettreaktion[1]) fällt auf solchen Feldern sehr schwach aus oder kann sogar auch unterbleiben wegen der Anwesenheit von Tonerdehydrat.

Nach 24stündiger Kapillarisation unter Wasserstoff war jedoch das rote zentrale Feld braun geworden, wonach sich der Farbstoff also sehr leicht verändert.

Übergießt man das Gewebe mit absolutem Alkohol, so erhält man eine gelbliche, schwach rötliche Lösung, die auf Zusatz einer Säure schön rosenrot und auf Zusatz von Alkali blau wird; es liegt also eine Art Anthocyan vor.

Da diese beiden Farbenveränderungen in dem braunen Mittelfeld ausblieben, so scheint der Farbstoff völlig zerstört worden zu

---

1) Für Tetramethylparaphenylendiaminchlorid sei es gestattet, Aminviolett zu gebrauchen.

sein. Bei Anwendung von Doppelfeldern ließ sich zeigen, daß die Oxygenperoxydase der Kartoffel keine Einwirkung auf den aus der alkoholischen Lösung gewonnenen Farbstoff ausübte, weder in neutraler, noch in schwachsaurer oder alkalischer Lösung. Dies ist auch erklärlich, denn der Farbstoff besteht ja neben den Sauerstoffenzymen in der Zelle.

Bei Verwundungen der Knolle wird neben der Autoxydation der Sauerstoff auch auf Tyrosin übertragen, denn einerseits kann man am Gewebe die Millonsche Tyrosinreaktion hervorrufen und andererseits läßt sich am Rande eines Kapillarisationsfeldes, das von dem kräftig wirkenden Enzym der Rinde hergestellt ist, auch bei Tyrosinzusatz die charakteristische Verfärbung beobachten.

Im lebenden Gewebe kommt die Autoxydation wegen der Anwesenheit der Antioxydase nicht zustande, und es halten sich hier die Enzyme das Gleichgewicht, welches an den Orten höherer Sauerstoffaufnahme, im embryonalen Knospengewebe von der Oxydase überschritten wird, worauf wenigstens die hier auftretenden Verfärbungen hindeuten.

Diese in den Parenchymzellen der Kartoffelknolle sowie im Endosperm der Gerste sich bemerkbar machenden Antioxydasen rechne ich nicht zu den Enzymen, da sie bei Behandlung mit siedendem Alkohol kaum abgeschwächt werden; es sind schwach reduzierend wirkende Körper, durch welche die oxydasischen Reaktionen herabgesetzt oder auch aufgehoben werden können. Mit Schwefel entwickeln sie keinen H_2S.

Dadurch unterscheiden sich diese Antioxydasen von der in der Hefe vorkommenden, die ganz allgemein als Hydrogenase bezeichnet wird. Dieser Körper ist zu den Enzymen zu rechnen, da seine Reaktion fortdauernd nach der Zeit verläuft, ein Temperaturoptimum besitzt und durch siedenden Alkohol fast ganz zerstört wird. Nicht nur in der Hefe, sondern auch in anderen Pilzen kommt Hydrogenase vor; über die eigenartige Rolle, die sie in *Lactarius*-Arten spielt, habe ich vor einiger Zeit schon berichtet[1]).

---

[1]) Naturwissenschaftl. Wochenschr. 1908, Nr. 20.

75. J. Grüß: Hydrogenase oder Reduktase?

(Eingegangen am 24. Oktober 1908.)

Das in der Hefe vorkommende Enzym Hydrogenase wurde 1889 von REY-PAILHADE entdeckt und später von einigen Autoren auch als „Philothion“ bezeichnet. POZZI-ESCOT stellte seine katalytische Wirkung fest, wodurch die Annahme des hypothetischen Enzyms „Katalase“ hinfällig wurde. Die reduzierende Eigenschaft habe ich dann 1904 näher untersucht und durch genaue Messung ermittelt, daß gleichzeitig und parallel mit der Entwicklung von H_2S auch solche Stoffe, welche Sauerstoff abgeben, in gleichem Maßstabe reduziert werden.

Dieses Verhalten zeigten diejenigen Farbstoffe, die durch Reduktion in Leukobasen übergehen. Als Beispiel gab ich an: Methylenblau, Fuchsin und Traepaeolin. Besonders leicht werden die farbigen Phenylendiaminverbindungen mit angelagerten OH- und NH_2-Gruppen reduziert und schließlich auch anorganische Verbindungen: Molybdaensäure (frischgefällt) und Wolframsäure, welche durch gärende Hefe in die farbigen Verbindungen übergeführt werden.

Das Gesetz ist folgendes: Bezeichnet man die Gärkraft einer Hefe mit G, gemessen durch die Anzahl ccm CO_2, die man unter bestimmten Bedingungen der Zeit und der Temperatur von einer bestimmten Hefemenge erhält, so wird man unter den gleichen Bedingungen bei Zusatz von Schwefel S g Schwefelwasserstoff gewinnen und bei Zusatz von Molybdaensäure B g der blauen Verbindung.

Läßt man diese Gärungen in Gegenwart von 5% NaCl erfolgen, so sinkt G auf $\frac{1}{n}$ G, S auf $\frac{1}{n'}$ S und B auf $\frac{1}{n''}$ B. Erhöht man nun den Kochsalzgehalt, so werden die Beträge von n, n′ und n″ größer d. h. die betreffenden Mengen von Kohlensäure und reduzierter Substanz werden geringer, und bei 12% NaCl werden die Zahlen n, n′ und n″ sehr groß d. h. die Einwirkung der Hydrogenase ist fast erloschen.

Wenn nun schon das ziemlich stabile Methylenblau in die Leukoverbindung übergeht und die Molybdaensäure blau wird, so kann es niemand überraschen, wenn auch aus dem Natriumselenit

Selen abgeschieden wird, denn wie schon in den Lehrbüchern angegeben wird, bewirken auch organische Stoffe die Reduktion der selenigen Säure, und die Lösung trübt sich daher an der Luft, wenn Staub hineinfällt.

Ist es nun nötig, als Ursache der Selenausscheidung durch gärende Hefe ein von der schon bekannten und wohl charakterisierten Hydrogenase noch verschiedenes Enzym „Reduktase“ annehmen zu müssen?

Es läßt sich sehr leicht nachweisen, daß die Reduktion des Natriumselenits durch Hydrogenase, also durch Wasserstoff in statu nascendi zustandekommt. Wir setzen zu gärender Hefe Natriumselenitlösung und Schwefelblumen.

Was ist die Folge? — Entwickelt die gärende Hefezelle Wasserstoff, so muß dieser die Lösung durchdringen und auf diesem Wege das Natriumselenitmolekül reduzieren; er gelangt dann nicht mehr zum Schwefelmolekül. Dies traf auch in der Tat ein: es fiel alsbald orangerotes Selen (nicht etwa das gelbe SeS_2). Sowie aber alles Natriumselenit reduziert war, begann die Entwicklung von H_2S.

Nach diesem Versuch wird sich wohl niemand zu der Hypothese versteigen, daß erst eine „Reduktase“ tätig ist, und wenn diese aufgehört hat zu wirken, eine Hydrogenase ihre Reaktion eintreten läßt — oder mit anderen Worten noch drastischer: erst nimmt die Hefe durch „intramolekulare Atmung“ dem Selenit Sauerstoff ab und nachdem dies stattgefunden hat, wird der Schwefel mit Wasserstoff versorgt.

Zur Entscheidung der Frage ist das Natriumselenit allein gänzlich ungeeignet: denn sowohl durch Wasserstoff in statu nascendi als auch durch Sauerstoffentziehnng fällt Selen aus der Lösung:

1. Na_2SeO_3-Lösung + Natriumamalgam geben eine Ausscheidung von Selen — also Reduktion durch H in st. nasc.
2. In eine farblose Lösung von Tetramethylparaphenylendiaminchlorid mit ein wenig Salzsäure angesäuert und unter einer Wasserstoffatmosphäre gehalten setzen wir etwas Na_2SeO_3 — sofort wird die Lösung rotviolett, und es beginnt eine Ausscheidung von Selen. Bei dieser Reduktion wird der selenigen Säure direkt Sauerstoff entzogen.
3. Schließlich fällt aus Na_2SeO_3-Lösung durch Milchsäure Selen nieder. Da bei der Gärung Milchsäure entstehen soll, so kann man im voraus nicht wissen, welcher Anteil durch die ent-

stehende Milchsäure und welcher durch die Reduktion des Wasserstoffes in st. nasc. ausfällt.

Wenn nun PALLADIN findet, daß bei Zusatz von Glukose zu Zymin + Na_2SeO_3-Lösung die Selenausscheidung gehemmt wird, so ist dies die Umkehrung meines Versuches[1]), durch welchen ich fand, daß ein Zusatz von Schwefel zu gärender Hefe weniger Alkohol entstehen läßt, denn der naszierende Wasserstoff wird teilweise zur Bildung von H_2S verbraucht und so der Alkoholbildung entzogen.

Ich kann aus dem erwähnten PALLADINschen Versuch nur den Schluß ziehen, daß zur Alkoholbildung weniger Energieverbrauch nötig ist als zur Abspaltung von O aus Na_2SeO_3, oder mit anderen Worten: Die Alkoholbildung durch naszierenden Wasserstoff geht leichter vor sich als die Reduktion des Na_2SeO_3.

Die direkte Einwirkung der Hydrogenase auf das Glukosemolekül hat mit einer Sauerstoffentziehung nichts zu tun, sondern mit einer Wasseraddition.

Nach den von mir gegebenen Gleichungen (l. c.) würde eine Hydrogenase-Einheit 1 Äquivalent Wasser zu $\frac{10}{3}$ Äquivalent Glukose addieren, wodurch $\frac{2}{9}$ Äquivalent Wasserstoff frei werden.

Es können danach verschiedene Endergebnisse stattfinden:

1. Fall. Der Glukosegehalt, herrührend aus dem anwesenden Glykogen, beträgt weniger als $\frac{10}{3}$ Äquivalent, dann würde ein Zuckerzusatz erst das Wasserstoffäquivalent freimachen. Diesen Fall habe ich bei der Kapillarisation beobachtet: Der Hydrogenase stand fast kein Kohlenhydrat zur Verfügung, und ein Glukosezusatz bewirkte eine erhöhte Ausscheidung von H_2S in Gegenwart von Schwefel.

2. Fall. Der Glukosegehalt ist gleich $\frac{10}{3}$ Äquivalent oder beträgt wenig mehr, dann würde ein Zuckerzusatz Alkoholbildung hervorrufen, und ohne diesen Zusatz ist der Wasserstoff frei und wird Reduktion bewirken als Selenausscheidung und Bildung von H_2S.

Dieser Fall trifft meist für das Zymin zu. Die Versuche habe ich unter Sauerstoffausschluß unternommen, da Autoxydationen störend einwirken. In zwei Versuchen war die Selenausscheidung und die Entwicklung von H_2S mit und ohne Glukose fast gleich[1]), und dies entspricht den Angaben von P. KRAUSE, nach welchem alle Präparate Selbstgärung aufweisen, die aber keine konstante Größe hat und deshalb zur Anstellung der Gärprobe zwecks Zuckernachweises nicht geeignet sind.

---

[1]) Zeitschr. f. das ges. Brauwesen XXVII. 1904

3. Fall. Die Hydrogenase ist dem Glykogen gegenüber im Überschuß vorhanden. Ein Glukosezusatz bewirkt dann eine starke Entbindung von Wasserstoff. Ist nun Na_2SeO_3 oder Schwefel zugegen, so veranlaßt gerade der Zuckerzusatz eine erhöhte Ausscheidung von Selen oder H_2S.

Diesen Fall kann man an der lebenden Hefezelle leicht beobachten.

Die Hefe, welche Gärung ausübt, scheidet unvergleichlich mehr Selen und H_2S aus, als eine solche, die sich ohne Zucker in Wasser befindet. Es ist leicht möglich, daß der Zucker eine Art Reizwirkung auf die Entstehung der Hydrogenase ausübt.

Damit ist ausgesprochen, daß die Hydrogenase mit der Diastase auf einer Stufe steht: sie kann durch ihre Tätigkeit bei der Wasseraddition unverändert bleiben, und darin liegt gerade die Enzymnatur.

„Reduktase“ trägt einen Widerspruch in sich selbst. Man kann zunächst fragen: „Wo bleibt denn der Sauerstoff, welchen sie dem Substrat entzieht? Verschluckt sie ihn oder gibt sie ihn wieder von sich?“ Wenn nicht — dann ist sie kein Enzym, da sie sich dauernd durch Oxydation verändert.

Bei der Lagerung der Hefe geht der Gehalt an Hydrogenase zurück, und nun erfährt der Gehalt an Oxydase eine Steigerung. Läßt man obergärige Hefe unter aseptischen Bedingungen im feuchten Raum lagern, so kann sie schließlich einen hohen Gehalt an Oyxdase aufweisen und dann einen sehr niedrigen an Hydrogenase.

Aus der Hefeliteratur ist „Reduktase“ zu streichen und durch Hydrogenase zu ersetzen, denn jener Begriff ist weder sachlich, noch sprachlich, noch geschichtlich gerechtfertigt.

---

[1] Entsprechend etwa $\frac{20}{3}$ Äquivalent Glukose.

76. Wilhelm Kinzel: Lichtkeimung. Einige bestätigende und ergänzende Bemerkungen zu den vorläufigen Mitteilungen von 1907 und 1908[1]).

(Eingegangen am 12. August 1908.)

(Mit 2 Abbildungen im Text.)

Da bis zu einer ausführlicheren und übersichtlich geordneten Darstellung meiner Versuche über die Einwirkung des Lichtes auf die Keimung immerhin noch eine ziemliche Zeit verstreichen wird, so liegt es mir am Herzen, inzwischen mit einer möglichst vollständigen Literaturliste (am Schluß der demnächst erscheinenden Fortsetzung) über die von mir bearbeiteten Fragen eine durch mich nur sehr ungern verschuldete Unterlassung nachzuholen. Zugleich aber ist es mir eine große Freude, das, was ich in den beiden vorläufigen Mitteilungen leider in wenig übersichtlicher Form geben konnte, durchweg bestätigen und durch einige neue Daten ergänzen zu können.

Vorerst sei nochmals darauf hingewiesen, daß die mehr oder weniger starke Begünstigung der Keimung durch absolute Dunkelheit[2]) für die von mir früher angeführten Arten als erwiesen gelten muß. Es gehören hierher namentlich die Samen mancher Liliaceen, wie *Allium Cepa*, *A. ascalonicum*, *A. Schoenoprasum*, *A. Porrum*, *A. Victorialis*. *Allium Moly* keimt erst nach einem Jahre, *Allium ursinum* noch später, nach 14 Monaten, dann bald zu 70 pCt. Ob diese beiden Samen gegen Belichtung sehr empfindlich sind, konnte nicht erwiesen werden. Dagegen ist *Allium suaveolens* sicher abweichend in seinem Verhalten gegen Licht. Sowohl an frischgeernteter, wie an entsprechend nachgereifter Saat läßt sich die Förderung der Keimung durch das Licht bei diesem Samen deutlich nachweisen.

Andere auffallende Beispiele für die Förderung der Keimung durch Ausschluß des Lichtes waren *Veratrum* und *Pedicularis Sceptrum Carolinum*. Bei *Veratrum* betrug die Verzögerung durch die Belichtung rund drei Monate. Von Liliaceen ist noch der in zahl-

---

[1]) Ber. d. D. Bot. Ges. 1907, Heft 6; 1908, Heft 2.

[2]) **Auch für frischgeernteten Roggen** ist der fördernde Einfluß der **Dunkelheit schon** 1905 von **mir erwiesen worden.**

			Verlauf des Keimversuchs von *Nigella sativa* in Tagen:																													
			1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26	27	28	29	30
1.	Hell	3 Tage (anfangs) bei 18°—20°	—	—	1	50	68	74	77	79	80	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	81	—
2.	Hell	3 Tage b. 20°—25° 1)3 Std. 30°, 1)3 Std. **30°—35°**	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	2	4	7	—	8	9	—	—	11	—	—	—	—	—	13	14	—	—
3.	Hell	3 Tage, 1)20°—25° 1)3 Std. 30°, 1)3 Std. **30°—40°**	—	—	—	—	—	—	—	—	2	—	—	3	—	—	—	—	—	—	—	4	—	6	(2krank.Keime!)						-	—
4.	Dunkel	konstant bei 16°	—	—	30	65	92	94	95	—	96	—	97	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
5.	Dunkel	3 Tage 1) 20°—25°, 1)2 Std. 30°	—	—	6	32	63	77	81	88	93	—	94	95	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
6.	Dunkel	3 Tage 20°—25° 1)3 Std. 30°, 1)3 Std. **30°—35°**	—	—	10	31	35	—	69	76	—	—	78	—	79	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
7.	Dunkel	3 Tage 1)20°—25°, 1)3 Std. **30°**, 1)3 Std. **30°—40°**	—	—	1	13	33	50	58	68	—	—	70	—	73	—	74	—	—	—	75	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
8.	Dunkel	3 Tage b. 20°—25° 1)3 Std. 30°, 1)3 Std. **40°—50°**	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	Bei je 2 Versuchen à 100 Samen je 10 Samen gespitzt, aber nicht entwicklungsfähig!																		
1.	3 Tage im Anfang bei 18°—20°	Hell	—	—	1	50	68	74	77	79	80	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	81	—
		Dunkel	—	—	25	57	88	90	93	95	96	—	97	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	97	—
		Rot 2)	—	—	3	62	73	76	78	79	80	—	—	—	—	81	—	82	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	84	—
		Orange	—	—	3	51	75	83	—	85	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	86	—
		Gelb	—	—	5	50	72	77	79	-	83	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	85	—
		Grün	—	—	**32**	**84**	**90**	93	97	98	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	**98**	—
		Hellblau	—	—	4	68	80	86	89	90	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	90	—
		Dunkelblau	—	—	21	66	82	88	93	94	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	94	—
		Violett	—	—	**23**	**87**	**91**	93	94	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	94	—
3. u. 7.	3 Tg. anfgs. bei 20°—25° währenddem täglich 3 Std. 30° **3**Std 30°-**40°**	Hell	—	—	—	—	—	—	—	—	2	—	—	3	—	—	—	—	—	—	—	4	—	(6[3])	—	—	—	—	—	—	—	6
		Dunkel	—	—	1	13	33	50	58	68	—		70	—	73	—	74	—	—	—	—	75	—	—	—	—	—	—	—	—	—	75
		Rot 2)	—	—	1	—	2	6	7	15	18	21	25	28	—	—	—	29	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	30	—	—	31
		Orange	—	—	1	2	3	4	6	7	9	12	—	14	—	—	15	—	—	—	17	—	—	18	—	—	—	—	—	—	19	19
		Gelb	—	—	—	1	—		4	10	12	22	26	28	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	30	—	—	31	32	-	32
		Grün	—	—	1	8	**14**	**34**	**55**	**62**	64	66	—	—	—	—	—	—	—	—	67	—	—	—	—	—	—	—	—	68	—	**68**
		Grünlichblau 4)	—	—	-	1	5	8	**29**	**47**	**52**	**55**	**58**	60	—	61	—	—	—	—	67	—	—	68	—	69	—	—	—	—	—	**70**
		Hellviolett	—	—	—	1	—	2	3	6	7	13	—	14	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	15
		Dunkelblau	—	—	1	3	8	13	16	26	—	31	—	38	—	34	—	—	—	—	36	—	—	37	—	—	—	—	—	38	—	38
		Dunkelviolett	—	—	—	4	—	12	17	27	28	31	35	38	—	40	—	—	—	—	48	—	—	—	—	**49**	—	—	**50**	—	**51**	**51**

---

1) 3 Tage (täglich!) — 2) Dunkler als Dunkelblau! — 3) Diese letzten beiden Keime ganz krank. — 4) Viel heller als das Grün u. Hellviolett; am 40. Tag wie Grün auf 72 pCt.

reichen Versuchen geprüfte Same von *Asphodelus ramosus* zu erwähnen.

Als letztes sehr gravierendes Beispiel für die Begünstigung der Keimung durch die Dunkelheit erübrigt sich noch die Bestätigung der für die Nigella-Arten gefundenen Erscheinungen.

Während sich die ersten Untersuchungen über die Keimung von *Nigella sativa* auf ganz frisch geerntete tadellose Saat bezogen, haben neuere Versuche mit ebenfalls normal geernteter asiatischer Saat ergeben, daß auch nach einer Lagerung von 8—9 Monaten durch Belichtung derselbe Zustand der Samen hervorgerufen werden kann, den ich als lichthart bezeichnet habe. Nur scheint die Temperatur, welche bei solcher etwas gelagerten Saat nötig ist, um im Verein mit der Belichtung jene Wirkung zu erzielen, um einige Grade höher zu liegen. Nebenstehende Tabelle gibt über die Beziehungen zwischen Temperatur und Belichtung bei einer älteren Saat genauen Aufschluß: (Siehe S. 632.)

Am merkwürdigsten bei diesen Versuchen ist die übereinstimmende optimale Wirkung des grünen Lichtes unter allen Versuchsbedingungen, wie die gleiche Wirkung auch selbst unter ganz abnormen Versuchsbedingungen bei *Nigella damascena* früher nachgewiesen wurde. Die Versuche mit *Nigella damascena* wurden mit einer Saat angestellt, welche auf einem abessynischen Markte durch einen Freund gekauft war. Schon diese Saat erwies sich in hohem Grade günstig beeinflußt durch Grün (am 5. Keimungstage 70 pCt., gegen 30 pCt. von Weiß bis Gelb, nur im Dunkelblau und Violett ähnlich hoch — 58 pCt. und 56 pCt.), keimte aber in 14 Tagen zu 90 pCt. vollständig aus. Dieselben später in München gebauten Samen dagegen lieferten ein Saatgut, welches durch das Erntewetter — obwohl äußerlich tadellos aussehend — so litt, daß von Anfang November an bis Dezember das Keimprozent nur im Grün, im dunkelsten Blau und Violett über 40 pCt. stieg. In den Wintermonaten schritt die Keimung nur im hellsten Grün bis 62 pCt. vor; in allen übrigen Versuchen trat erst Mitte Februar wieder eine neue Phase der Keimung ein. Dabei zeigte sich die wunderbare Erscheinung, daß bis Ende Mai die beiden Versuche mit grünem Licht auf 82 pCt. und 84 pCt. kamen. Durch Umtausch der hellgrünen und dunkelgrünen Belichtung glich sich im Frühjahr der Vorsprung der unter Hellgrün ruhenden Samen (62 pCt. : 50 pCt. im Dunkelgrün) vollkommen aus. In allen anderen Versuchen keimten aber bis zum Juni gegen diese hohe Zahl von 83 pCt. im Grün nur wenig über 45 pCt.; nur im Violett gleichmäßig 63 pCt. und 66 pCt., und in absoluter Dunkelheit (sehr spät)

63 pCt. Trotz der langen Keimzeit von 7 Monaten hatte also diese abessynische *Nigella*saat ihren Charater mit Optinum in Grün und Violett so gewahrt, daß sie darin auffallend der in Abessynien geernteten Muttersaat glich. Diese keimte allerdings in 14 Tagen aus und hatte beim Keimungsabschluß kein so abnormes, unausgleichbares Optimum in Grün wie die davon unter ungünstigen klimatischen Verhältnissen in München gezogene Absaat. Wie stark eventuell veränderte Kulturbedingungen auf das Verhalten der Samen wirken können, soll weiter an *Pinguicula* gezeigt werden. Die Keimung von *Pinguicula* liefert auch neues Material zum Verständnis der Wirkung von Grün und hellem Blau gegenüber dem Dunkelblau und Violett.

Betrachtet man nach den Ausführungen über die extrembehandelte und grünfreundliche *Nigella damascena* die obigen Zahlen über den unter extremen Temperaturen gehaltenen Versuch mit *Nigella sativa*, so fällt sofort das Optimum in Grün, aber auch in Grünlichblau auf. Diese beiden Versuche stiegen nach 40 Tagen gleichmäßig auf 72 pCt. (!) gegen 15 pCt. in einem mehr ins Rote spielenden Blau (Hellviolett genannt) von dem Verdunklungsgrad des Grün. Das Grünlichblau hat also trotz seiner viel helleren Färbung die Keimung zwar langsamer als im Grün, bis auf 72 pCt. gebracht, trotz der ungeheuren Empfindlichkeit der Samen gegen helles Licht bei der hohen Temperatur. Diese grünlichblaue Nüance zeigt also deutlich die spezifische Wirkung der grünen Strahlen, wie schon bei der Keimung gealterter *Veratrum*samen erwiesen wurde[1]). Alles übrige, etwa die Beziehungen zwischen Wärme- und Lichtwirkung, die entschieden günstigere Wirkung der ganzen blauen Spektrumhälfte, kann hier zunächst nicht erörtert werden. Nicht ersichtlich aus der Tabelle ist das ganz außerordentlich verschiedene Verhalten der wachsenden Keimlinge unter den verschiedenen Farben. Das geringste Wachstum (nur $^1/_4$ der Größe von den später ganz bleichen Keimen in Grün und Violett) zeigen die stark gelben Keimlinge im Gelb. Damit stimmt auch ein deutliches Minimum bei der normalen Keimung in 14 Tagen der abessynischen Stammsaat von nur 70 pCt. im Gelb gegen 85 pCt. bis 90 pCt. in den anderen Farben überein.

Jedenfalls zeigen die neuen Versuche mit *Nigella sativa*, wie empfindlich auch gelagerte Saat gegen helles Licht ist und wie hohe Temperaturgrade dagegen bei absolutem Abschluß des Lichtes angewandt werden müssen, um die Keimung ähnlich wie im Licht

---

1) Ber. d. D. B. G. 1908, Heft 2, S. 114.

zu beeinträchtigen und fast ganz zu verhindern. Daß bei Anwendung so hoher Temperaturen ein ganz helles grünlichblau[1]) (neben Grün) so extrem gut gegen alle übrigen, meist viel dunkleren Farben wirkt, fast so gut wie absolute Dunkelheit, erscheint mir besonders bemerkenswert. Über den Zustand der im hellen Lichte nicht keimenden Samen ist noch zu erwähnen, daß dieser genau dem der früher als lichthart bezeichneten Samen von *Nigella* glich. Bei der Versuchsreihe mit zeitweise etwas gesteigerten Temperaturen waren übrigens im Hellen nur 4 pCt. eigentlich gesunde Keime: die letzten 2 pCt. noch auskeimenden hatten ein seltsam monströses Aussehen mit ganz zerknitterten Keimblättern. (Siehe Fig. 1 S. 636, a) gesund, b) krank durch Belichtung.) Solche monströsen Keimlinge waren nur wenige in den Versuchen mit farbigem Licht zu beachten.

Die nachstehende Tabelle zeigt die Keimung von *Pinguicula vulgaris*.

	Verlauf des Keimversuchs von *Pinguicala* in 30 Tagen:																			
	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	30
Weiß	1	8	24	33	44	51	56	57	—	-	—	58	—	—	—	—	—	--	58	—
Rot	—	—	6	8	20	34	36	40	43	46	54	—	—	—	—	58	—	59	60	—
Orange . . .	—	**34**	**42**	44	46	50	52	53	—	-	54	-	—	—	—	—	55	56	57	—
Gelb . , . .	—	1	8	16	24	27	28	32	34	—	36	—	—	—	38	—	—	—	38	—
Grün	—	2	6	8	-	10	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	**10**	—
Hellblau[2]) . .	-	—	2	6	—	—	-	—	8	9	12	—	—	—	—	—	—	—	**12**	14
Dunkelblau .	—	—	2	6	16	21	—	24	—	—	-	—	—	—	27	28	29	—	29	—
Violett[3]) . .	—	—	8	14	20	22	24	26	—	—	--	28	30	—	—	—	—	—	30	—
Dunkel . . .	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	-	—	—

Die zu dem Versuche benutzten Pflanzen wurden Mitte Mai im Ascholdinger Moos bei Tölz ausgehoben und neben *Drosera spathulata* in einem Glashaus von 40 cm Länge und Höhe kultiviert. Die Lufttemperatur über diesem immer recht feucht gehaltenen Moorbeet stieg während des Tages öfter bis 50°. Durch diese hohe feuchte Wärme wurden die am 6. Juli geernteten äußerlich vollkommen normalen Samen während ihrer Entwicklung in sehr eigentümlicher

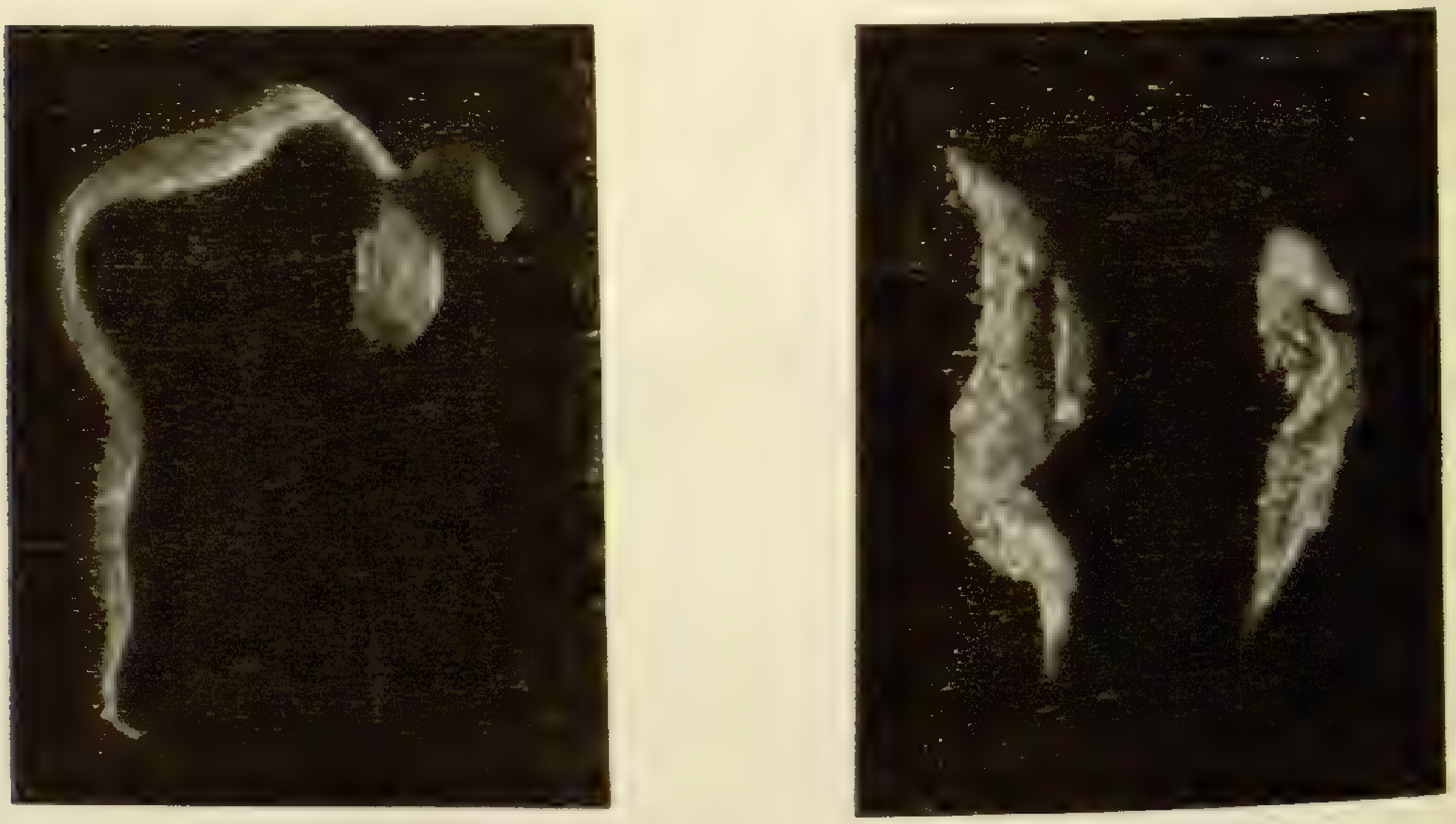
---

[1]) Dieselbe Farbe erwies sich später als Optimum bei *Myricaria*, einem Lichtsamen!

[2]) Nach 40 Tagen ziemlich rasch auf die Zahl von Dunkelblau 29 pCt — während Grün auf 10 pCt. stehen bleibt.

[3]) Nach 3 Monaten erst rasch auf 49 pCt. (einzige Änderung nach der langen Zeit).

Weise beeinflußt. Sie begannen in günstiger Bestrahlung, wie die Tabelle zeigt, schon nach 8 Tagen reichlich zu keimen. In einem Kontrollversuch mit 13 × 100 Samen (halbreif und vollreif), welche am 12. Juli im Dachauer Moos geerntet wurden, zeigte sich dagegen auch nach 20 Tagen (nach 30 Tagen 1 pCt. in Rot) noch kein Keimling[1]). Ich zweifle jedoch nicht, daß an heißen, feuchten Felswänden *Pinguicula*saat von ähnlichen Reifeverhältnissen erzeugt werden kann, wie an den kultivierten Pflanzen. Ob das sehr reichlich geerntete Dachauer Saatgut nach entsprechender Nachreife rascher keimt, wird weiter geprüft. Jedenfalls bietet inzwischen der rasch keimende Teil der Ascholdinger Saat einen vorzüglichen Beleg für die Wirkung des Lichtes. Sehr bedeutsam ist gegenüber dem Unterbleiben der Keimung im Dunkeln — bei gleicher Temperatur, 20° bis 25° — die starke Wirkung des roten Lichtes. Schon bei anderen Samen, besonders bei *Veronica peregrina*, war dabei anfangs das stärkere Ansteigen im helleren Orange sehr deutlich. Lehrreich ist die starke Beeinträchtigung, welche schon im gelben Licht eintritt. Eine gleiche Verzögerung ließ sich in minderem Grade bei manchen noch frischen *Poa pratensis*-Saaten feststellen. Die tiefste Senkung folgt dann im Grün[2]) und Hell-



a b

Fig. 1. Keime von *Nigella sativa:* a) gesund, b) krank durch Belichtung.

---

[1]) Nach 3 Monaten nur im Gelb bis 17 pCt. und im Hellblau bis 7 pCt. Violett 4 pCt.

[2]) Vom Verdunklungsgrad des Gelb.

blau[1]), während das Keimprozent in Dunkelblau und Violett (hier wie fast regelmäßig[2]) wieder sehr deutlich ansteigt. Bei dieser eigenartigen Wirkung des Grün sei an *Allium suaveolens* erinnert, sowie an die Versuche JÖNSSONS mit *Poa trivialis*[3]).

Anders wie bei *Poa pratensis* war die Keimung auch hier durch Grün stark beeinträchtigt, 37 pCt. Keimlinge gegen 70 pCt. im roten und weißen Licht.

Es scheint das Grün in seiner Wirkung sich bei einzelnen Lichtsamen schon mehr dem Blau zu nähern. Besonders beachtenswert für weitere Versuche ist aber der Unterschied in der Wirkung von Hellblau und Dunkelblau. Während beim Tabak beide Helligkeitsgrade gleich stark retardirend wirkten, steigt hier bei *Pinguicula* die Keimung im Dunkelblau schon wieder an. Der umgekehrte Fall liegt dann bei *Veronica* vor. Über diese Keimung von *Veronica peregrina*[4]) ist nämlich nachzutragen, daß nach weiteren 30 Tagen die Keimung in allen Farben, auch im Hellblau (100 pCt.) auf 98 pCt. bis 100 pCt. stieg, dagegen im Dunkelblau noch nach weiteren 4 Monaten andauernd auf 47 pCt. stehen blieb. Weiße Belichtung konnte nach so langer Zeit auch dort noch die Keimung bis 91 pCt. (in 10 Tagen) vorwärts bringen. Nur 9 pCt. der Samen waren durch 6 Monate langes Verweilen im Blaulicht dauernd geschädigt. Zu beachten ist auch bei *Veronica* die teilweise Schädigung im Grün; von den schließlich — nach 70 Tagen — gekeimten Samen lieferten doch die letzten 2 pCt. ganz kranke Keimlinge. Nur in absoluter Dunkelheit waren (bei 400 Versuchssamen) ebenfalls nur 98 pCt. gekeimt, — in allen anderen Lichtversuchen aber 100 pCt.

Diese verschiedene Wirkung heller und dunkler Farbtöne ist namentlich beim Blau und Rot bei etwaigen späteren Versuchen sehr zu beachten. Immerhin überwiegt, wie die Wirkung der sehr hellen Grün, Grünlichblau und Hellblau auch bei stark lichtempfindlichen Samen zeigt, meist die spezifische Wirkung der Strahlenart. Zur Anbahnung gewisser regelnder Gesichtspunkte in diesem schwierigen Thema sei noch auf das Optimum Grün neben Blau und Violett bei dem Dunkelsamen *Nigella* hingewiesen und auf das Optimum Gelb und Hellblau bei dem Dunkelsamen *Asphodelus ramosus* gegenüber dem starken *Minimum* in Grün und

---

[1]) Vom Verdunklungsgrad des Gelb.

[2]) Trotz starken Lichtmangels. Das dunkle Violett war bei allen Versuchen die dunkelste Farbe, dunkler als das dunkle Rot.

[3]) JÖNSSON, Lunds Univ. Arsskr. Tom. XXIX. 1893.

[4]) D. Bot. Ges. 1908, Heft 2, S. 108.

Hellblau beim Lichtsamen *Pinguicula*. Dazu kommt das Optimum des Dunkelkeimers *Phacelia* im Grün[1]).

Die Senkung des Keimprozentes in einer gewissen Spektrumgegend und das folgende Wiederansteigen erinnert an die Ausführungen STAHLs über ähnliche Schwankungen bei der Assimilation (Assimilationskurven[2]). Doch sei dieser Punkt nur ganz obenhin berührt, da mir der Gegenstand viel zu kompliziert erscheint, um vorläufig an die Aufstellung bestimmter Grundsätze denken zu können.

Die Keimung von *Pinguicula* zeigt bekanntlich Besonderheiten. Zunächst tritt aus dem Samen ein Wulst mit vielen einzelligen Haaren ringsum[3]). Das einzige Keimblatt verläßt erst später den Samen (selten umgekehrt).

Es ist, wie die Abbildung zeigt, schon ähnlich wie die Laubblätter gestaltet. Die Abbildungen zeigen unter a ein 17 Tage altes im dunklen Rot gewachsenes Keimblatt, unter b ein gleichaltriges, im weißen Licht entwickeltes. Man sieht bei b aus dem anfänglichen Wulst die eigentliche Wurzel austreten, bei a ist diese Entwicklungsstufe unterdrückt. Noch kleiner als im dunklen Rot und Orange, wo die Keimzahl gleichwohl genau so hoch wie im Hellen ist, sind die Keimblätter im dunklen Violett. wo die Pflanzen nach 14 Tagen schon wieder einzugehen anfangen. Zu erwähnen ist noch ein intensiver gelber Farbstoff (voll Schutzstoff gegen Organismen), welchen die Samen bei der Keimung ausscheiden.

Einen ähnlichen Wulst mit Haarkranz bildet übrigens *Drosera spathulata* und *Bulliarda*[4]).

Beides sind ebenfalls stark lichtempfindliche Samen. Für *Bulliarda* hat dies CASPARY schon 1860 festgestellt. Beachtenswert ist dabei seine Angabe, daß die wenigen im Dunkeln erschienenen Keimlinge bald wieder eingingen. Bei meinen Versuchen mit *Drosera spathulata*[1]) wurde auch versucht, die vom September bis November erschienenen Keimlinge in einem Glashaus weiterzukultivieren. Doch gelang es schließlich nur eine von über 600 Pflanzen durch den Winter zu bringen, welche jetzt noch gedeiht. Dagegen ging von den Anfang März eingesetzten Keimlingen (etwa 500) kaum einer an Lichtmangel zu Grunde.

---

[1]) REMER, W. Der Einfluß des Lichtes auf die Keimung bei *Phacelia tanacetifolia* Diese Ber., Bd. XXII, 1904, S. 328. Vgl auch HEINRICHER, diese Berichte, 1908, S. 301 (günstige Wirkung von Blaulicht auf die *Phacelia*-Keimung).

Besonders interessant ist mir die erst jetzt, nach nochmaliger Lektüre der REMERschen Arbeit, wieder auffallende Feststellung der Grünwirkung bei *Phacelia* nach Beendigung der Arbeiten mit Nigella und Beobachtung der ganz merkwürdig gesteigerten Keimung im Grün bei zwei Arten der Gattung unter den verschiedensten Bedingungen.

[2]) STAHL, E. Laubfarbe und Himmelslicht. Naturwiss. Wochenschrift 1906, Nr. 19, S. 289.

[3]) CASPARY. Über Samen und Keimung von *Pinguicula vulgaris*. Schriften der physik. ökol. Gesellsch. Königsberg. 1867.

[4]) CASPARY. *Bulliarda aquatica* D. C. l. c. 1860. S. 82.

Die von mir benutzten Samen gehören, wie auch aus den jungen Pflanzen ersichtlich ist, nicht zu *Drosera capensis*, sondern zu der australischen *Drosera spathulata*[2]). Auf diese Art beziehen sich daher auch die Angaben in der Arbeit vom Februar 1908. (Diese Ber. 1908, S. 113.) Die australische Art scheint noch widerstandsfähiger gegen langes Verweilen in unzureichendem Licht zu sein wie die südafrikanische. Über die dritte Versuchsreihe mit den 2 Monate im lufttrockenen Zustande aufbewahrten Samen von *Drosera spathulata* war schon gesagt worden, daß die Samen von Anfang November bis Ende Februar in allen 8 Farbversuchen nicht keimten, also volle vier Monate. Die Einwirkung dieser 4 Monate langen feuchten Lagerung war eine so große, daß sich nunmehr die Wirkung der Farben in auffallender

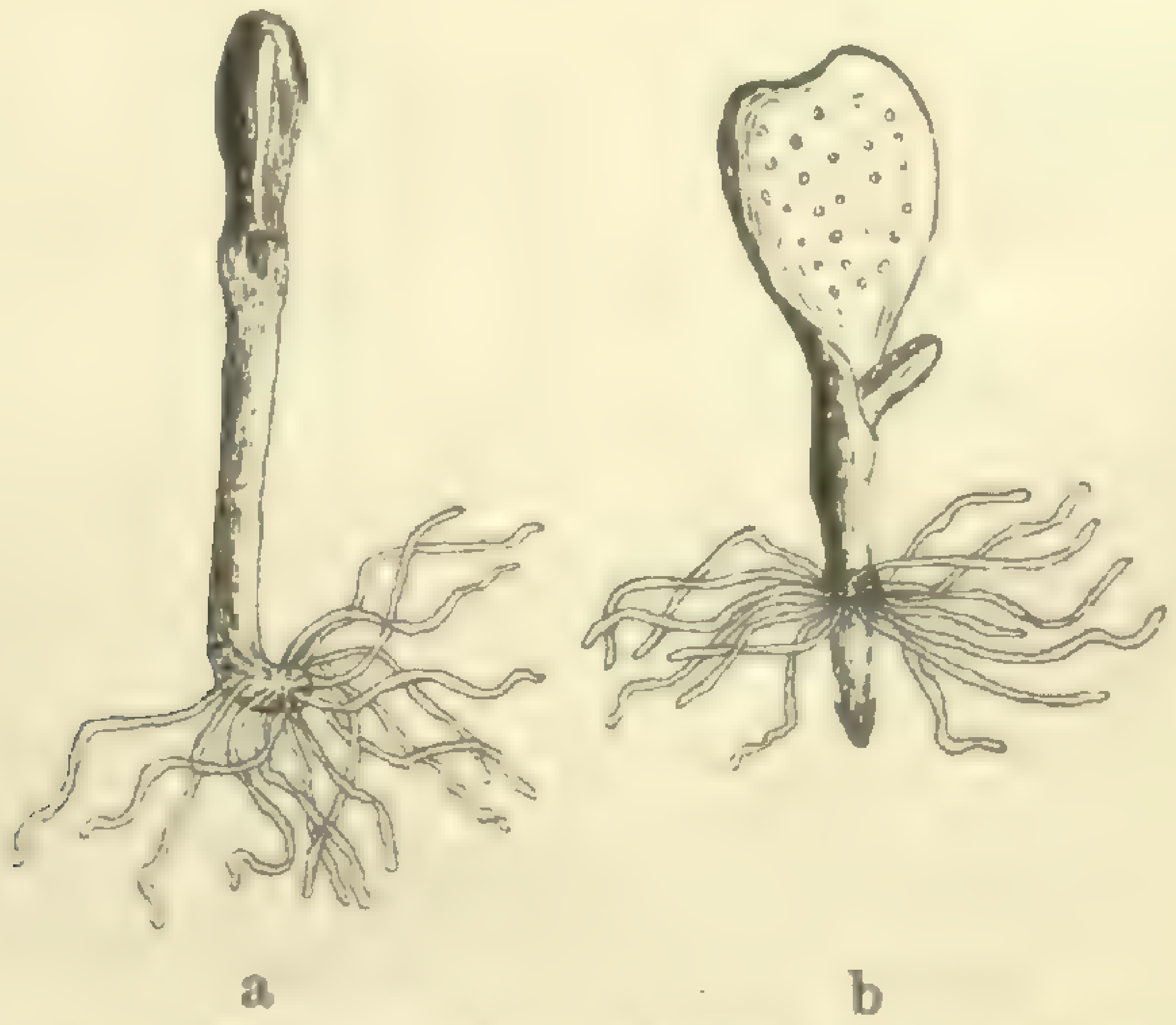


Fig. 2. Keimpflanzen von *Pinguicula*: a) im dunklen Rot, b) im weissen Licht.

---

[1]) Von dieser Pflanze wurden 3 Exemplare ebenso wie *Pinguicula* gezogen (heiß, bis 50°). Erfolg: sehr üppige Blattenfaltung. 50 schöne Blüten, aber nur 2 Kapseln (von 50) mit anscheinend normalen Samen, keimunfähig im Blau, im Weiß nur zu 30 pCt. (nach 20 Tagen). Nur 12 pCt. dieser Keimlinge waren lebensfähig.

[2]) Statt von *Drosera capensis* wurde aus Versehen das Saatgut von einem benachbarten Topf der *Drosera spathulata* entnommen.

Weise umkehrte, wie dies für alternde Samen schon in der vorigen Arbeit (l. c.) allgemeiner festgestellt wurde. Da der Verlauf der Keimung besonderes Interesse hat, gebe ich eine Tabelle vom 114. bis zum 173. Keimungstag. Man sieht, wie stark die früheren ungünstigsten Belichtungen Rot und Blau sich in die allergünstigsten verwandelt haben. Am schnellsten wirkt, schon Ende Februar, das dunkle Rot, am allerletzten das frühere Optimum Hell. Einige andere bemerkenswerte Beziehungen, auch etwa das veränderte Verhältnis des anfänglich[1]) schneller wirkenden Hellblau gegen die schließliche Wirkung des Dunkelblau, sind aus der Tabelle ersichtlich. Schon die 15 Stunden trocken gelegene Saat zeigte ja deutlich die Verschiebung in der Wirkung des Dunkelblau zum späteren Optimum. Bei der ganz frischen Saat war das Hellblau dem Dunkelblau weit überlegen und kam schließlich in seiner Wirkung, wie auch bei der gealterten Saat, der Wirkung des Grün fast gleich. Auch die Steigerung in der Wirkung des Gelb gegenüber Hell war bei der 15 Stunden alten Saat ebenso deutlich, wie das bei der noch mehr gealterten sich ergebende Nachlassen in der Wirkung des Grün schon damals bemerkbar wurde.

	Verlauf des Keimversuchs von *Drosera spathulata* nach Tagen:												
	114	118	123	128	133	138	143	148	153	158	163	173	220
Hell	—	—	—	—	1	6	22	34	60	73	84	86	—
Dunkelrot . .	5	13	40	66	74	83	84	**88**	**90**	—	—	90	—
Orange . . .	—	10	30	41	64	77	85	86	86	—	—	87	—
Gelb	—	—	2	4	25	60	79	82	83	—	84	84	—
Grün	—	—	—	—	1	27	60	71	77	79	81	82	—
Hellblau . . .	1	10	58	50	63	69	75	77	77	78	79	79	—
Dunkelblau . .	—	4	16	50	65	78	86	**88**	**90**	—	—	90	—
Violett	—	—	2	7	17	55	75	80	80	—	—	80	—

Der in Gang befindliche Versuch mit den im Freien geernteten *Pinguicula*-Samen läßt das Beste hoffen. Die langdauernden Versuchsreihen mit *Drosera spathulata* und *Veratrum* zeigen, daß auch in so großen Zeiträumen große Unterschiede in der Wirkung experimentell nachgewiesen werden können. Ein schönes neues Beispiel für einen stark lichtempfindlichen Samen bei einer Pflanze aus höherer Gebirgslage ist *Aquilegia atrata*. Die Samen wurden am

---

[1]) Vom 114. bis 128. Keimungstag.

27. September 1907 unter dem Hochgernhaus gesammelt. Im Licht begann die Keimung mit 7 pCt. nach einem Monat (Anfang November) und stieg bis Anfang Dezember auf 14 pCt. Dann folgte die übliche Winterpause in der lichtarmen Zeit. Mitte Februar fing die Keimung mit nur 1 pCt. wieder an und erst Anfang Mai bis Mitte Juni trat eine etwas größere Beschleunigung — von 16—27 pCt. — ein. Dagegen sind in der Zeit größter Lichtintensität und auch bei günstigem, klarem Wetter Ende Juni bis Mitte Juli in ganz kurzen Abständen weitere 30 pCt., also bis 57 pCt. gekeimt. Während so im Licht in 10 Monaten 57 pCt. der Samen keimten, erschien im Dunkeln bei gleicher Temperatur erst Anfang Juli, 9 Monate nach der ersten Keimung, ein bleicher, nach drei Wochen wieder eingehender Keim — kein weiterer[1]). Mit Abnahme des Tageslichts steht die Keimung nun auch im Licht bei 57 pCt. still und wird wahrscheinlich erst wieder im Frühjahr einsetzen. Wie schon erwähnt, glaube ich, daß sich die Pflanzenarten mit lichtliebenden Samen noch sehr vermehren lassen, wenn man — auch *Pinguicula* wurde planmäßig aus theoretischen Gründen gewählt — unter den Pflanzen von exponierten oder doch nur einer gewissen Beschattung ausgesetzten Orten höherer Lagen sucht Auch HEINRICHER scheint anfangs dieser Ansicht gewesen zu sein. Ich glaube, daß bei den Epiphyten eben auch nur eine wirklich stattfindende Belichtung, die Helligkeit des Standorts — ebenso wie bei *Rhododendron* und anderen Alpinen — nicht der Epiphytismus an sich in Frage kommt. Daß Verwandschaftsverhältnisse sehr wesentlich bei diesen Beziehungen der Samen zum Licht in Frage kommen, glaube ich nicht. Verwandtschaftsverhältnisse vielleicht nur insofern, als die betreffenden Arten eben gleichem Lichtgenuß ausgesetzt sind[2]). Die Zahl der lichtempfindlichen Epiphytensamen wird übrigens durch die *Ficus*arten um weitere Beispiele vermehrt. Besonders empfindlich ist *Ficus aurea*[3]), weniger *Ficus populnea*, bei der nur eine starke Verzögerung der Keimung durch die Verdunklung bewirkt wird.

Betreffend den Versuch mit *Allium suaveolens* ist noch nachzutragen, daß auch jetzt noch, nach gerade 9 Monaten Keimzeit, deutliche Unterschiede in den Farben vorhanden sind.

---

[1]) Erst jetzt, Ende Oktober, nach 14 Monaten, beginnen im Dunkeln einige Samen zu keimen, 7 pCt. kräftige Keimlinge; im Hellen steht die **Keimung bei 57 pCt. seit Mitte Juli.**

[2]) Siehe HEINRICHER, WIESNER-Festschrift, S. 276.

[3]) BESSEY, E. A. The Florida Strangling Figs. 19ht Annual Report of the Missouri Botan. Garden (1909).

Während Weiß, Rot und Orange schließlich auf 100 pCt. kamen Mitte bis Ende Juli 1908, auch Gelb auf 98 pCt., bleiben auch jetzt noch im Grün 4 pCt. der Samen ungekeimt. Auch in Blau und Violett sind nur 95 pCt. und 90 pCt. gekeimt. Das Grün, welches die Keimung am stärksten aufhielt — nach 1 Monat 55 pCt. gegen 80 und 81 pCt. in Weiß und Rot —, hatte auch bei Eintritt der Winterpause in der Keimung, Ende Dezember, nur 62 pCt. Keime. Von Anfang Februar ist Grün dann ganz allmählich, das dunkle Violett und Dunkel (beide jetzt 90 pCt.) überholend doch bis zu 96 pCt. gelangt. Noch größere andauernde Unterschiede zeigen die nicht nachgereiften Samen.

Auf diesen Einfluß der Nachreife, der ja bei den Belichtungsversuchen eine so große Rolle spielt, bin ich gern noch einmal zurückgekommen, um im Anschluß an die eigentümliche Wirkung hoher Wärmegrade auf reifende *Pinguicula*saat der nachträglichen Wirkung andauernder Kälte auf die Keimung schon fertig gereifter Samen zu gedenken. Allen Gärtnern ist die gute Wirkung der Kälte auf die Samenkeimung alpiner Pflanzen, namentlich einzelner Primulaceen, bekannt. Auch für *Cytisus Laburnum* stellte ROSTRUP[1]) diese stark eingreifende Wirkung fest. Mir gelang es, für die Samen von *Sambucus nigra* festzustellen, daß diese stark durch den Frost in der Keimung beeinflußt werden. Anfang November 1905 gesammelte Samen keimten bei 20° überhaupt nicht — auch nach 2 Jahren nicht, während dieselbe Saat, den Winter hindurch dem Frost — in feuchtem Keimbett — ausgesetzt, Anfang April bis Ende Mai 1906 zu 34 pCt. keimte. Winter 1906—1907 wurde das Durchfrieren wiederholt und Anfang April 1907 keimten noch weitere 2 pCt., also 36 pCt. gegen 0 pCt. bei 20°.

Auch für *Thlaspi rotundifolium* konnte festgestellt werden, daß die Samen ohne Frostwirkung nicht keimen. Während reife Saat, am 25. September 1905 an der Südseite der Dreitorspitze geerntet, 2 Jahre hindurch bei 20° nicht keimte, erreichte dieselbe Saat durchfroren im ersten Jahr 2 pCt. (halbreife vom Gipfel der Westspitze durchfroren sogar 10 pCt.), im zweiten Jahr 8 pCt.) (die halbreifen 30 pCt.) und nach dem dritten Winter Frostwirkung, nun schon im Anfang März mit der Keimung beginnend (sonst alljährlich Anfang April), gar 22 pCt. (gegen 44 pCt. der halbreifen). Im dritten Winter war probeweise auch ein Teil der zwei Winter bei 20° verbliebenen Samen, die bisher nicht gekeimt hatten, dem

---

1) Aarsberetning fra Dansk Frökontroll 1894—95.

Frost ausgesetzt worden. Sie keimten dann im Frühjahr 1908 zu 8 pCt., während die immer bei 20° 3 Jahre hindurch gehaltenen nicht keimten. Die halbreifen Samen, viel heller als die reifen, stammten von einem Punkte des Westgipfels, wo sie wahrscheinlich selten einen höheren Reifegrad erlangen, während die reifen unten im Leutascher Kar gesammelt wurden. ROSTRUP spricht schon bei Versuchen mit *Thlaspi arvense*[1]) die Vermutung aus, daß wohl der verschiedene Nachreifegrad der Samen die Ursache der ganz verschieden rasch verlaufenden Keimung dieses Samens sein möchte. Jedenfalls wird hier die Aufhebung der Keimungshemmung durch Einwirkung des Frostes auf das Innere des Samens bewirkt, da die Schale äußerst zart ist und ihre Entfernung keinerlei Einfluß auf den Vorgang hat. Bei *Sambucus* dürfte eher an eine gleichzeitige Beeinflussung der harten Schale durch den Frost zu denken sein, wie dies ja bei der starken Beschleunigung der Keimung von *Cytisus Laburnum*[2]) sicher angenommen werden muß.

Daß eben auch das Innere der Samen, oft sogar ausschließlich, durch Kältegrade beeinflußt wird, beweisen manche Waldsamen, deren Keimfähigkeit durch Aufbewahrung in der Kälte leidet, vor allem Eicheln und Bucheln[3]).

Auf einige Beanstandungen von Herrn Prof. HEINRICHER[4]) sei es mir erspart, hier näher einzugehen, besonders, da ich mich in einigen brieflichen Mitteilungen ihm gegenüber darüber ausgesprochen habe. Ich legte nur Wert darauf, festzustellen, daß der Same von *Veronica* schon von HEINRICHER als lichtempfindlich erkannt war. Leider war es mir, wie HEINRICHER fast vermutet, gerade nur noch möglich, seine Arbeit in der WIESNER-Festschrift wenigstens zu erwähnen, da die Korrektur abgesandt werden mußte und andere Pflichten mich drängten. Die Bemerkung HEINRICHERs wegen der Wirkung blauer Strahlen bei Dunkelsamen ist durch den Inhalt dieser Mitteilung bereits genügend gewürdigt. Obwohl mir schon früher die Vermutung aufstieg, daß in manchen Fällen das Blau umgekehrt wie bei lichtliebenden Samen wirken möchte, war mir doch nur für *Nigella* diese Wirkung des Blau neben der von Grün bekannt. Erst jetzt, nach Zusammenstellung einiger neuer Ergebnisse, freute es mich, feststellen zu können, daß die Beobachtung von HEINRICHER und REMER an *Phacelia* durchaus im Einklang mit meinen Beobachtungen ist. Trotzdem wirkt das Blau eben auch bei manchen[1] Dunkelsamen schon wieder entschieden keimungshemmend, ebenso wie der Lichtsame *Pinguicula* zeigt, daß umgekehrt auch die Keimung nach tiefer Senkung in Grün und Hellblau in Dunkelblau schon wieder stark ansteigen kann.

---

[1]) Aarsberetning fra Dansk Frökontroll 1905—06 S. 39.

[2]) ROSTRUP l. c. 1894—95, S. 34; HILTNER und KINZEL, Naturw. Zeitschrift f. Land- u. Forstwiss. 1906, S. 197.

[3]) Diese Berichte 1908, S. 298.

[4]) LODEMANN, Hannoversch. Land- u. Forstwissensch. Vereinsblatt 1882, Nr. 43, S. 542—44. (Biederm. C. B. 1883.) (Vgl. auch ROSTRUP, Frostens Indvirkning paa Agerns Spireevne. l. c. 1897—98, S. 31.)

Gegenüber der Vermutung HEINRICHERs[2]), daß die im Dunkeln gehaltenen Samen von *Poa* und *Apium* später wohl doch im Dunkeln keimen, bei längerer Fortsetzung der Versuche stelle ich fest, daß sowohl die *Poa*versuche, wie andere, 5—8 Monate und länger fortgeführt wurden. Ich glaubte, daß dies für *Poa* schon aus den folgenden Ausführungen über 5—6 Monate durchgeführte Versuche mit zeitweiser, spärlicher Belichtung hervorgehe. Allerdings kann man ja nach Fassung der Worte[3]) glauben, daß *Apium* nach 10 Tagen auch im Dunkeln zu keimen anfängt. Es freut mich, nach weiteren Versuchen mit anderen *Apium*samen bestätigen zu können, daß, ebenso wie bei *Poa*, auch nach 4 bis 5 Monaten im Dunkeln bei 20° keine Keimung eintritt. Die Keimung tritt aber auch dann noch prompt bei stattfindender Belichtung ein.

Wenn ich mit diesen ergänzenden Zeilen, die im wesentlichen die Feststellungen meiner beiden Vorberichte bestätigen, zugleich einen kleinen weiteren Beitrag zur Frage der Lichtwirkung geben konnte, so hoffe ich, daß darin wenigstens einige brauchbare Anregungen zu weiterem Studium des Themas enthalten sind.

Mir selbst scheint das Thema wichtig genug, um nach einigen Jahren weiterer Beobachtung eine größere zusammenfassende Darstellung zu geben. Obwohl man schon jetzt eine Reihe von kurzen Schlußfolgerungen ziehen könnte, halte ich es doch für meine Pflicht, mich bis zu gründlicherer Bearbeitung des Themas auf die Gegenüberstellung der gemachten Befunde zu beschränken.

Als deutlich lichtempfindlicher Same wurde von mir soeben noch der Same von *Myricaria germanica* gefunden. Die Samen keimten schon nach 24 Stunden im Licht zu 40 pCt., im Dunkeln dann zunächst nicht. Nach ihrem Verhalten in den Spektralfarben liegt eine wirkliche Begünstigung der Keimung durch das Licht

---

1) So war meine Äußerung nur gemeint.

2) WIESNER-Festschrift, S. 270.

3) Diese Berichte 1907, S. 272.

vor. Sehr interessant ist hier, daß das Minimum der Keimung schon im Gelb liegt und daher auch im unzerlegten Licht die Keimung etwas beeinträchtigt wird gegen die Keimung der gleichen Samen unter geeigneten hellgefärbten Lichtfiltern, wie unter ganz hellem Blaugrün und namentlich hellem Violett (100 pCt. K. schon nach 24 Stunden)[1]. In drei Tagen ist der Verlauf so:

Weiß	40 pCt.	76 pCt.	98 pCt.
Rot	18 „	73 „	93 „
Gelb[2]	3 „	24 „	86 „
Grün	12 „	65 „	98 „
Helles Blaugrün	12 „	98 „	100 „
Hellviolett	100 nach 24 Stunden		
Blau	6 pCt.	73 pCt.	99 pCt.
Dunkel	0 „	0 „	15 „

13 Versuche zu je 150—200 Samen.

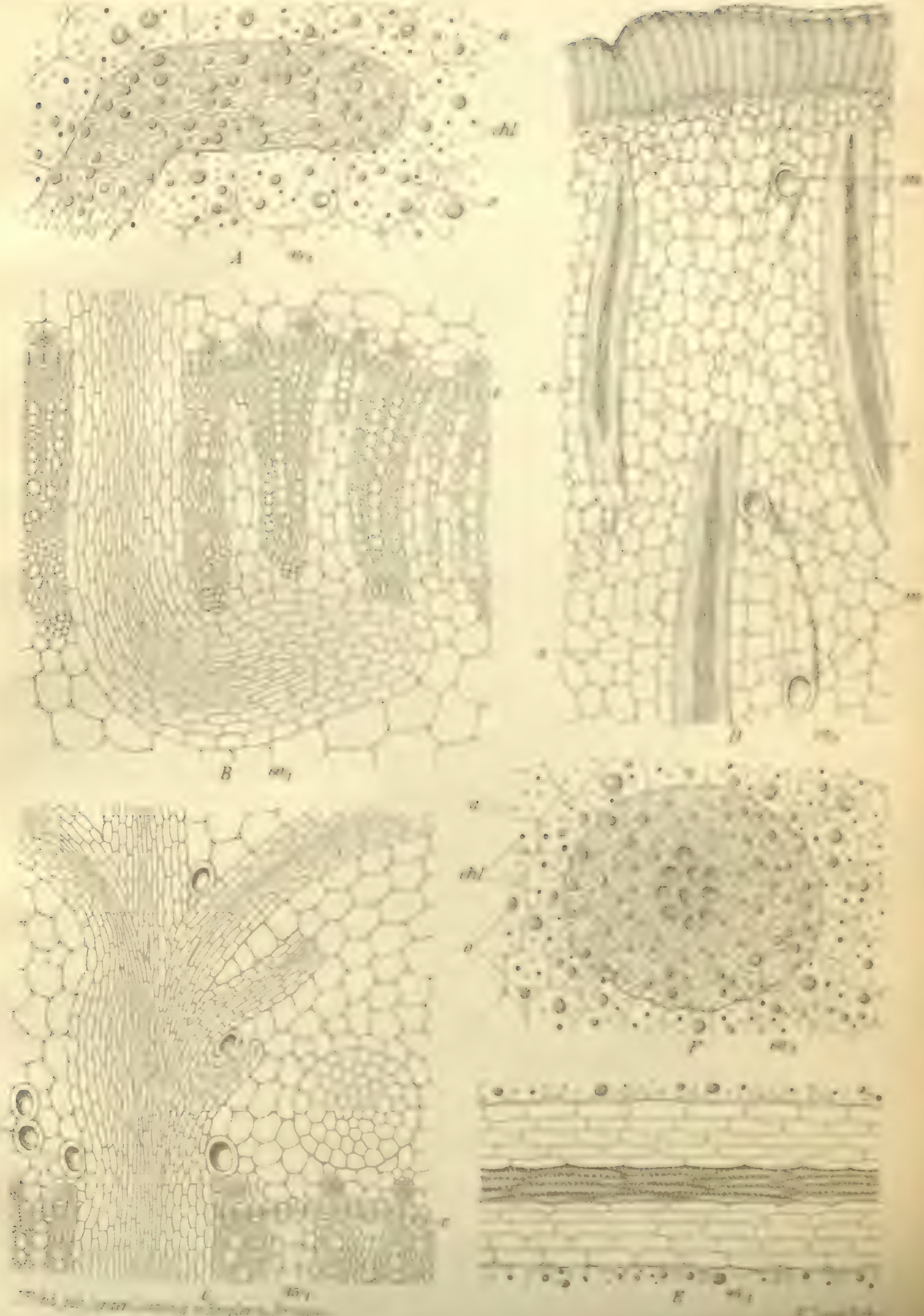
Das helle Blaugrün ist nur halb so stark verdunkelt wie das Gelb, welches etwa den Verdunklungsgrad von Grün und Hellviolett hat, während Rot und Blau wenig dunkler als das Grün gewählt waren.

Im Dunkeln keimen die reifen Samen in 2 Wochen ganz allmählich bis auf wenige verderbende Individuen, halbreife Samen aber nur im Licht.

---

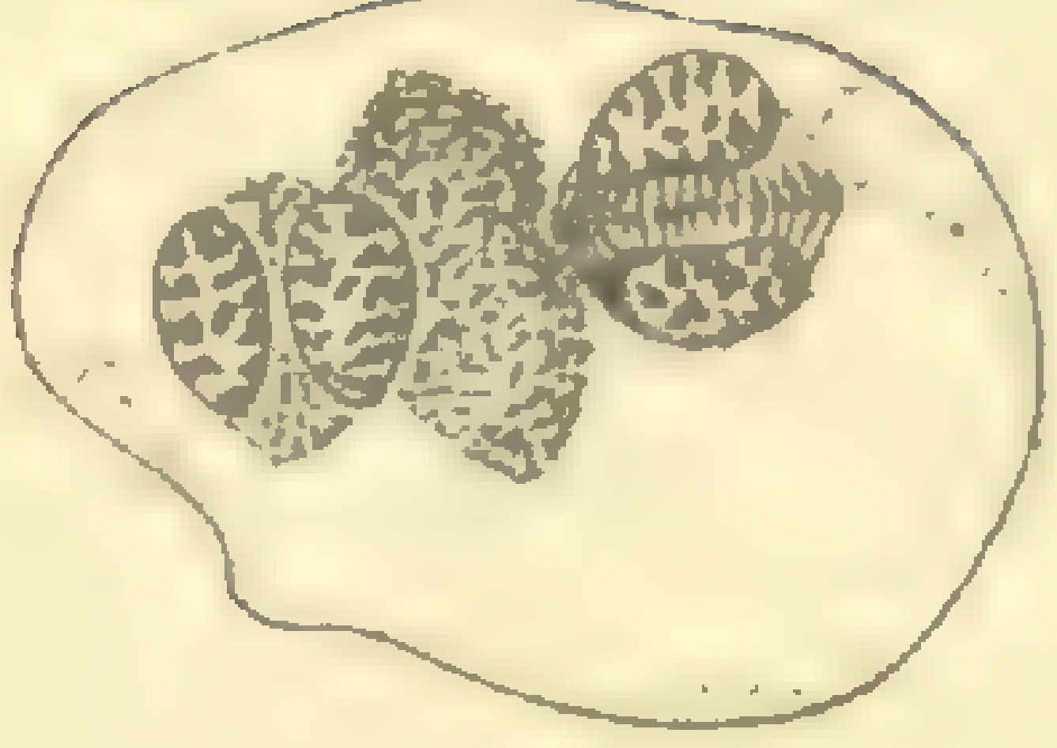
1) Halbreife Samen (ganz keimunfähig im Dunkeln!) keimen auch im Dunkelviolett schon nach 24 Stunden zu 100 pCt. Reife im D.-Violett aber erst in 3 Tagen, wie auch im Grün später (nach 4 Tagen) und überhaupt in allen blauen Nüancen.

2) Die Keime im Gelb sind chlorophyllarm und stellenweis krankhaft verkrümmt; mit großen grünen Keimblättern aber im Blaugrün und Violett. Je reiner das Gelb ist, desto stärker wirkt es. Diese Wirkung des Gelb wurde durch zwei Versuche in Hellgelb und Orange bestätigt.

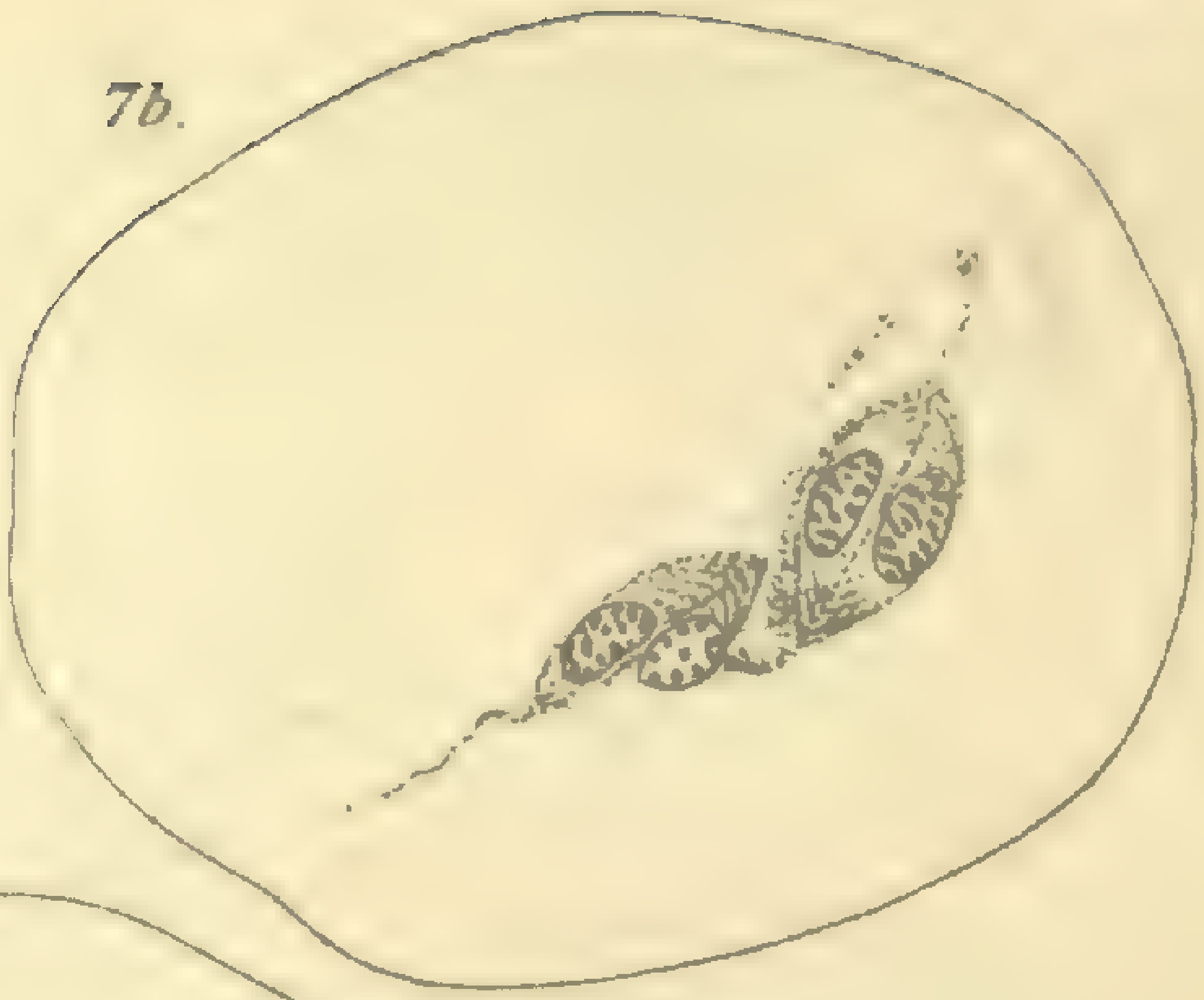

a
chl
e
A
m
B
m
e
m
e
D
a
chl
e
F
m
e
C
E

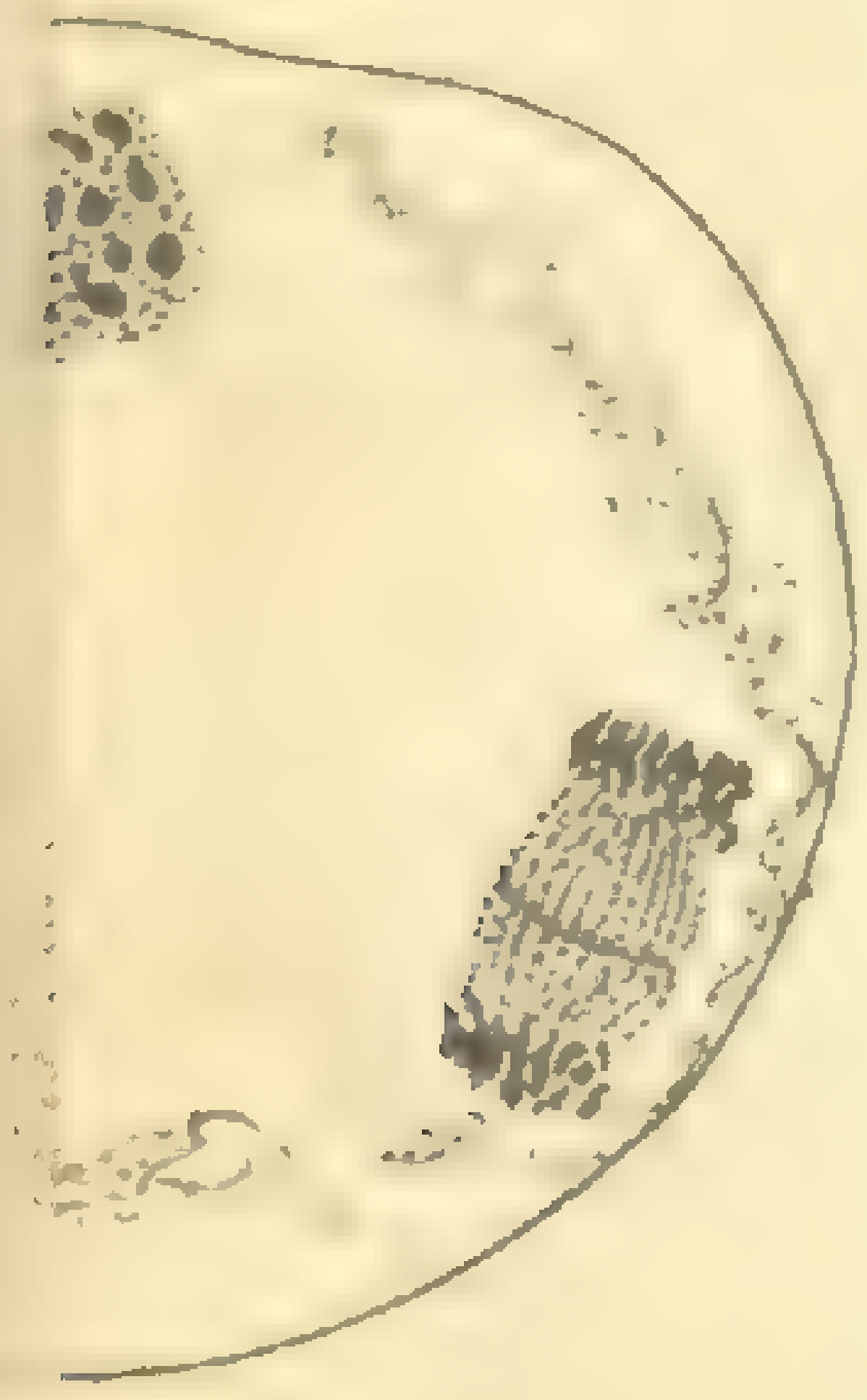
Taf XI.

7a.

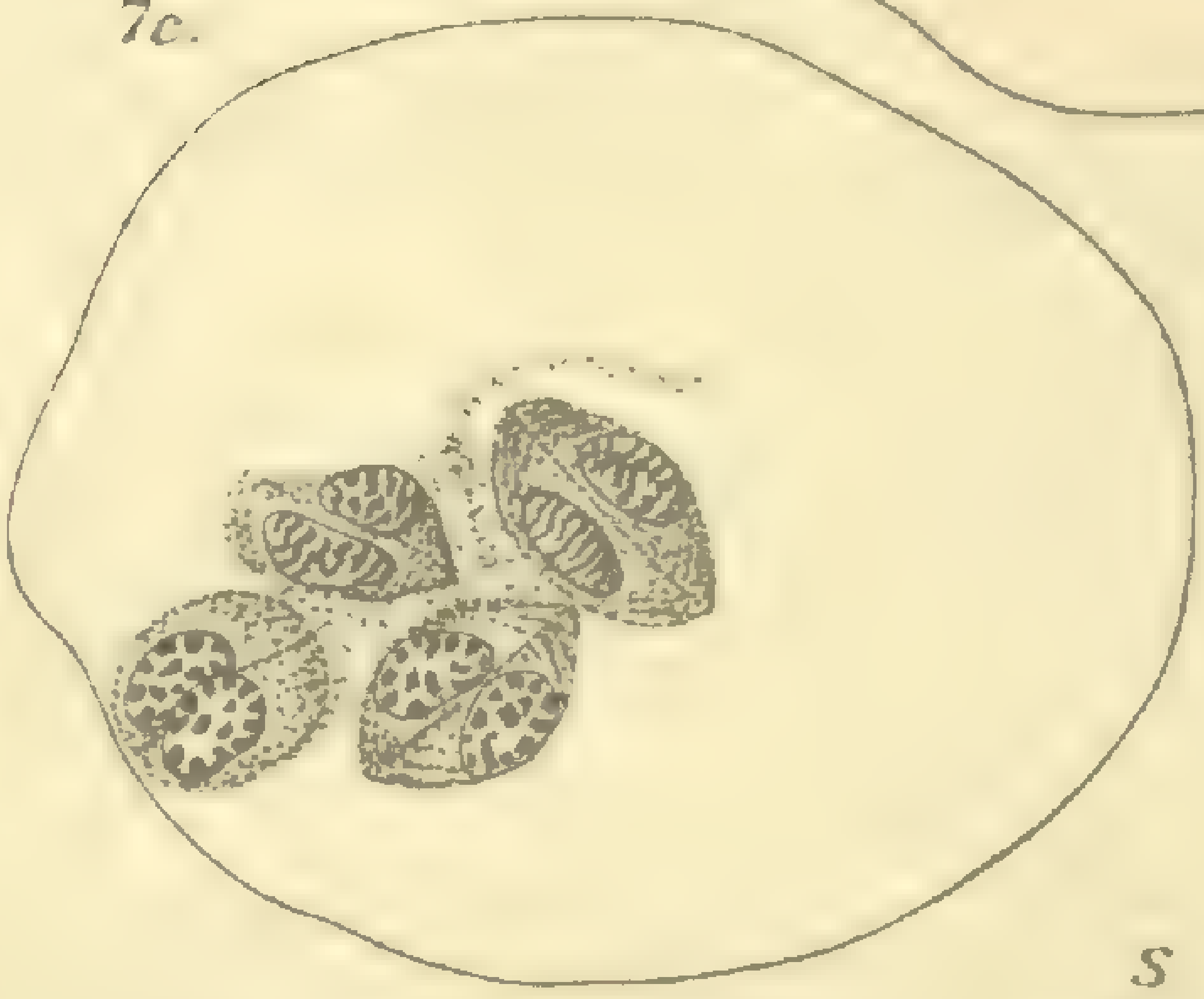


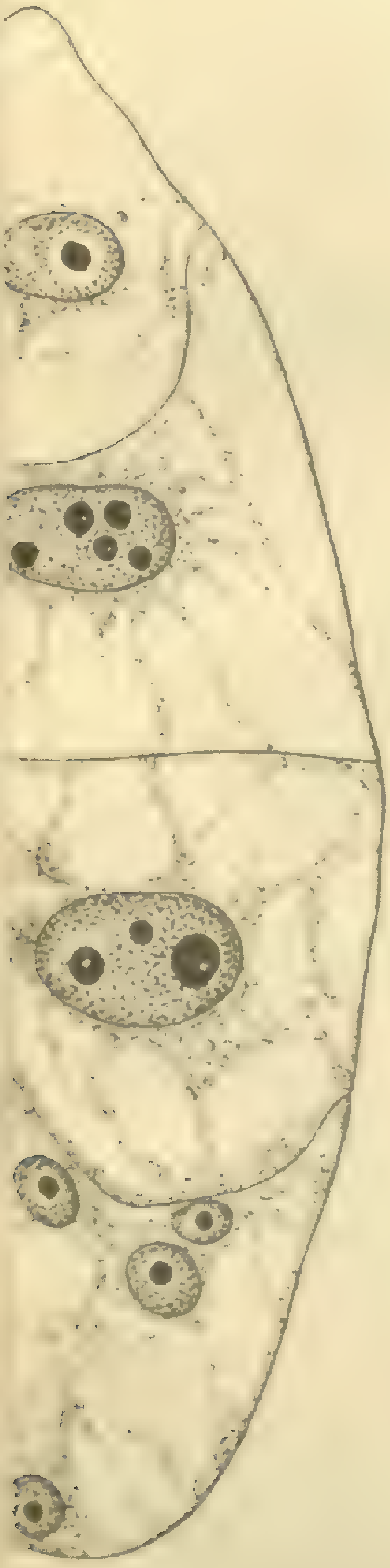
7b.



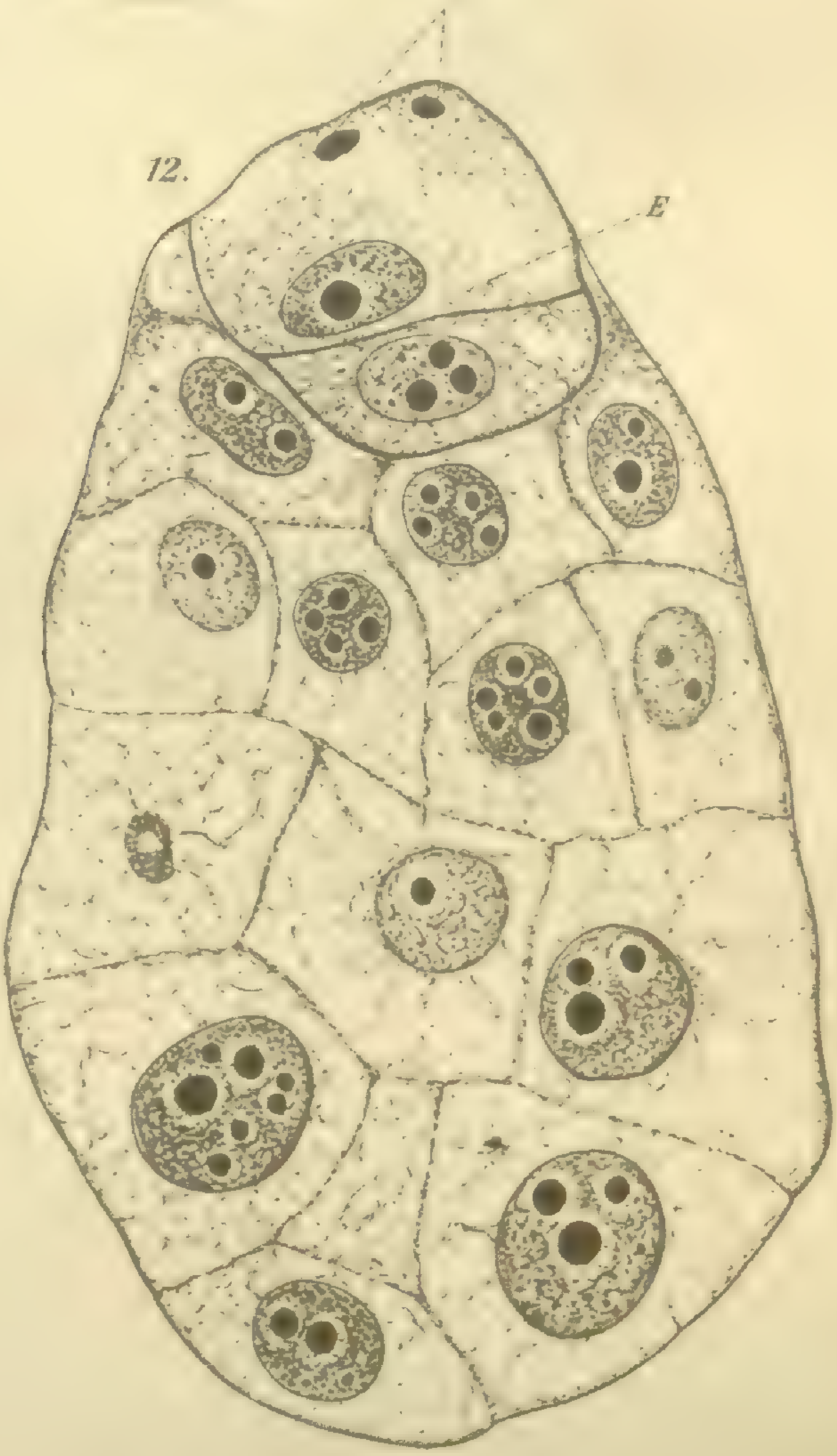


7c.



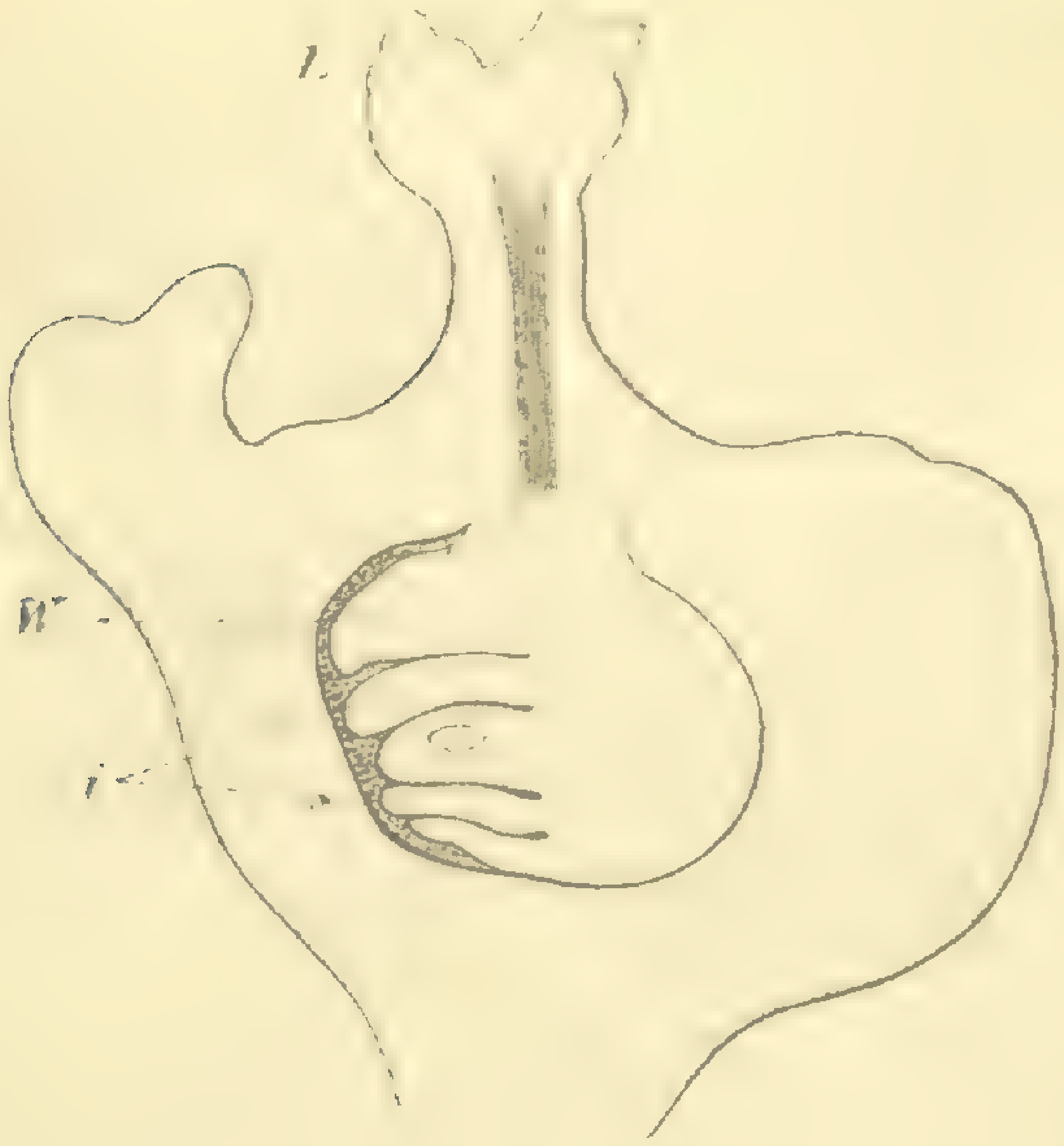


12.

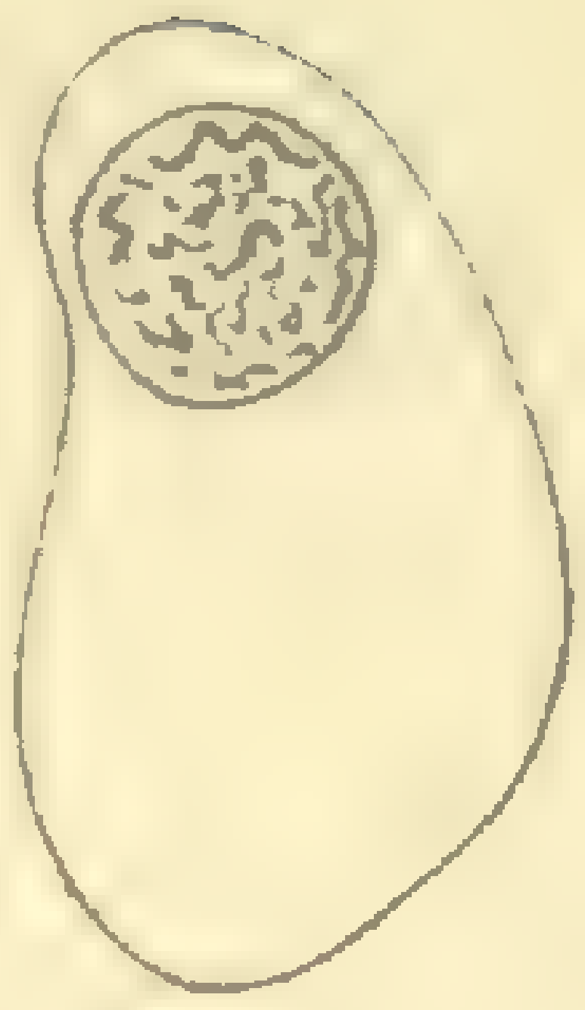


E. Laue lith.

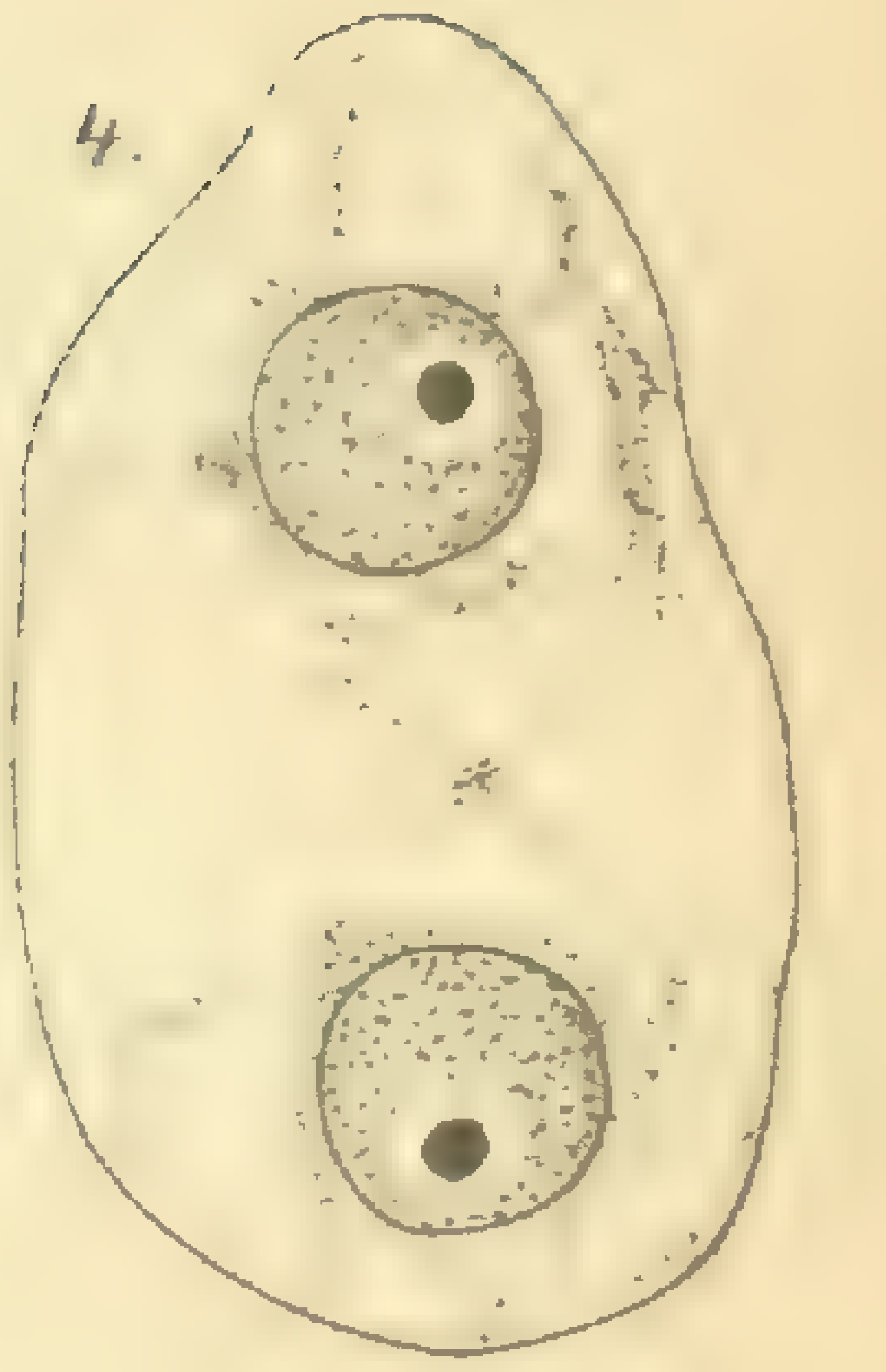
1.



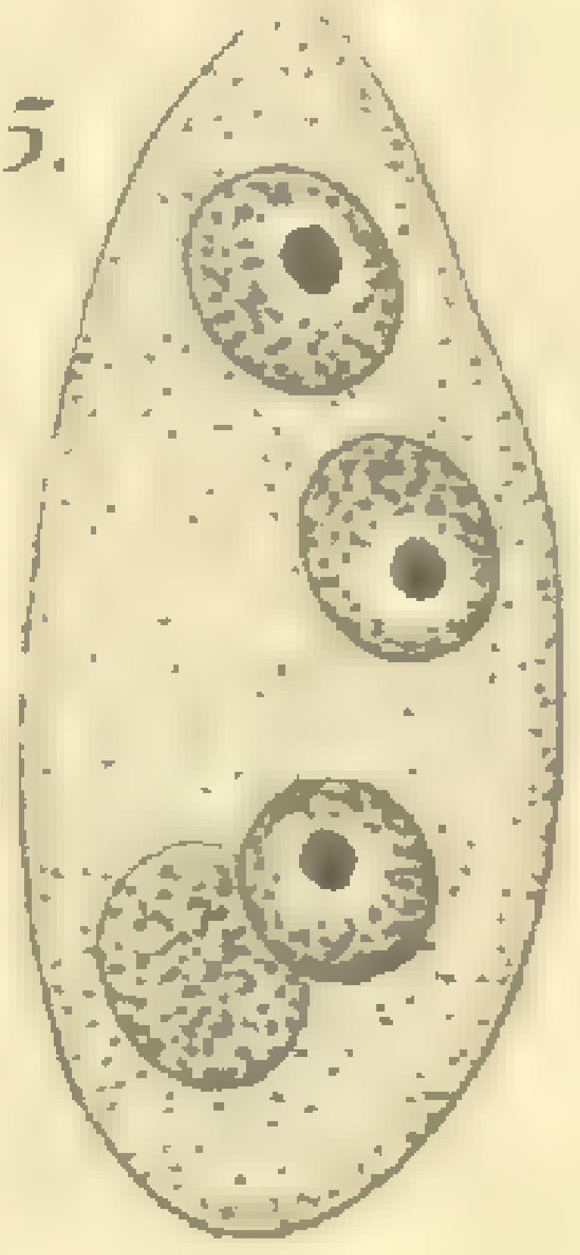
3.



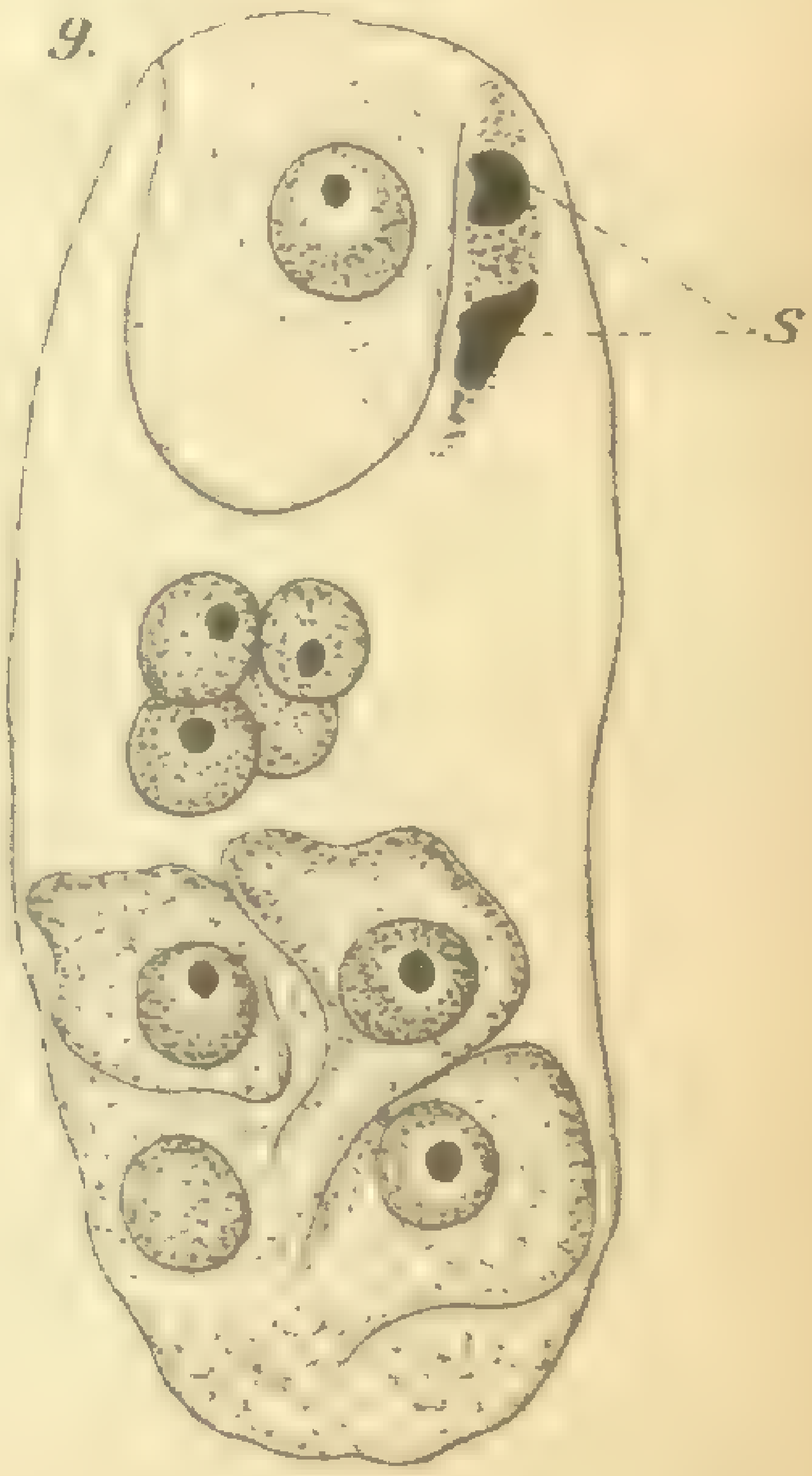
4.



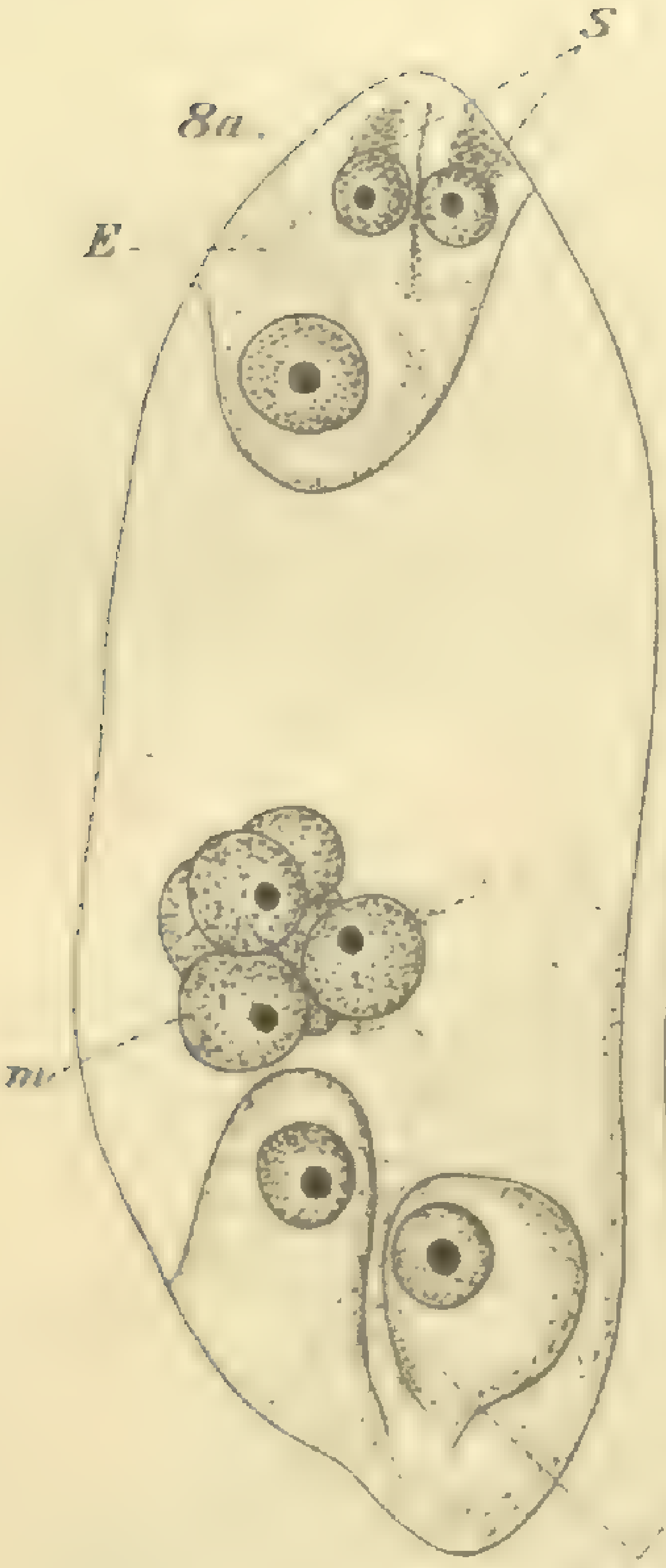
5.



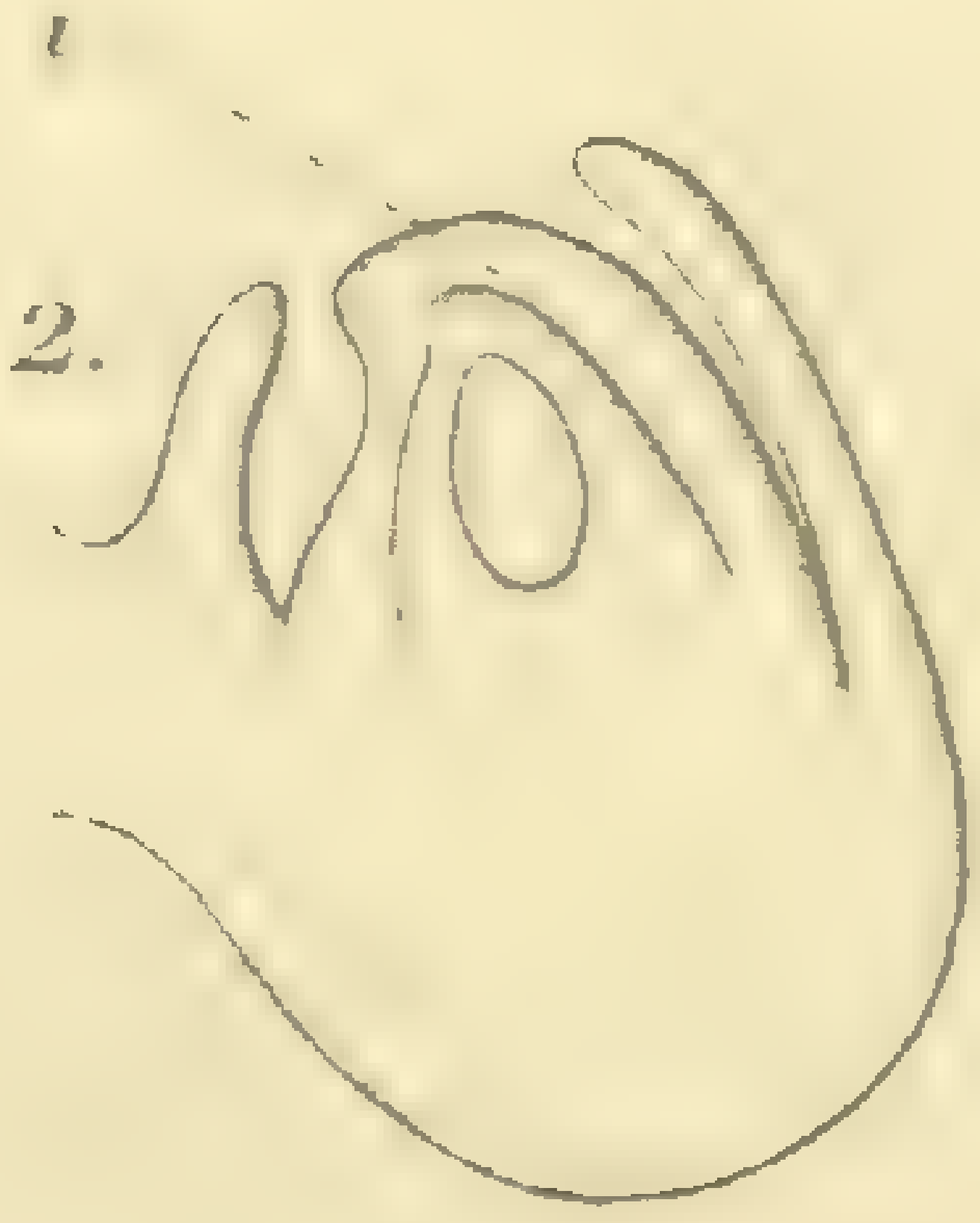
9.



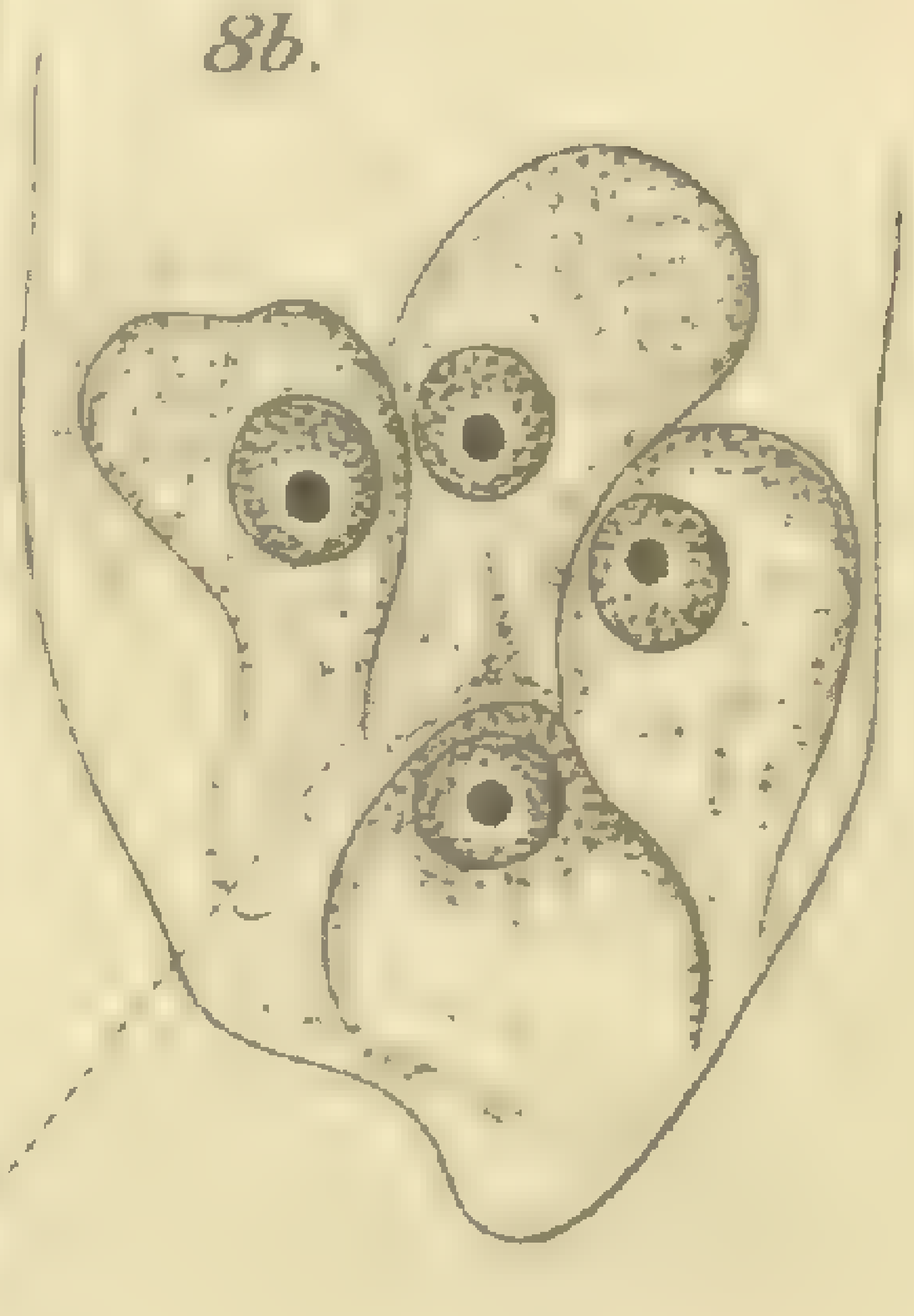
8a.



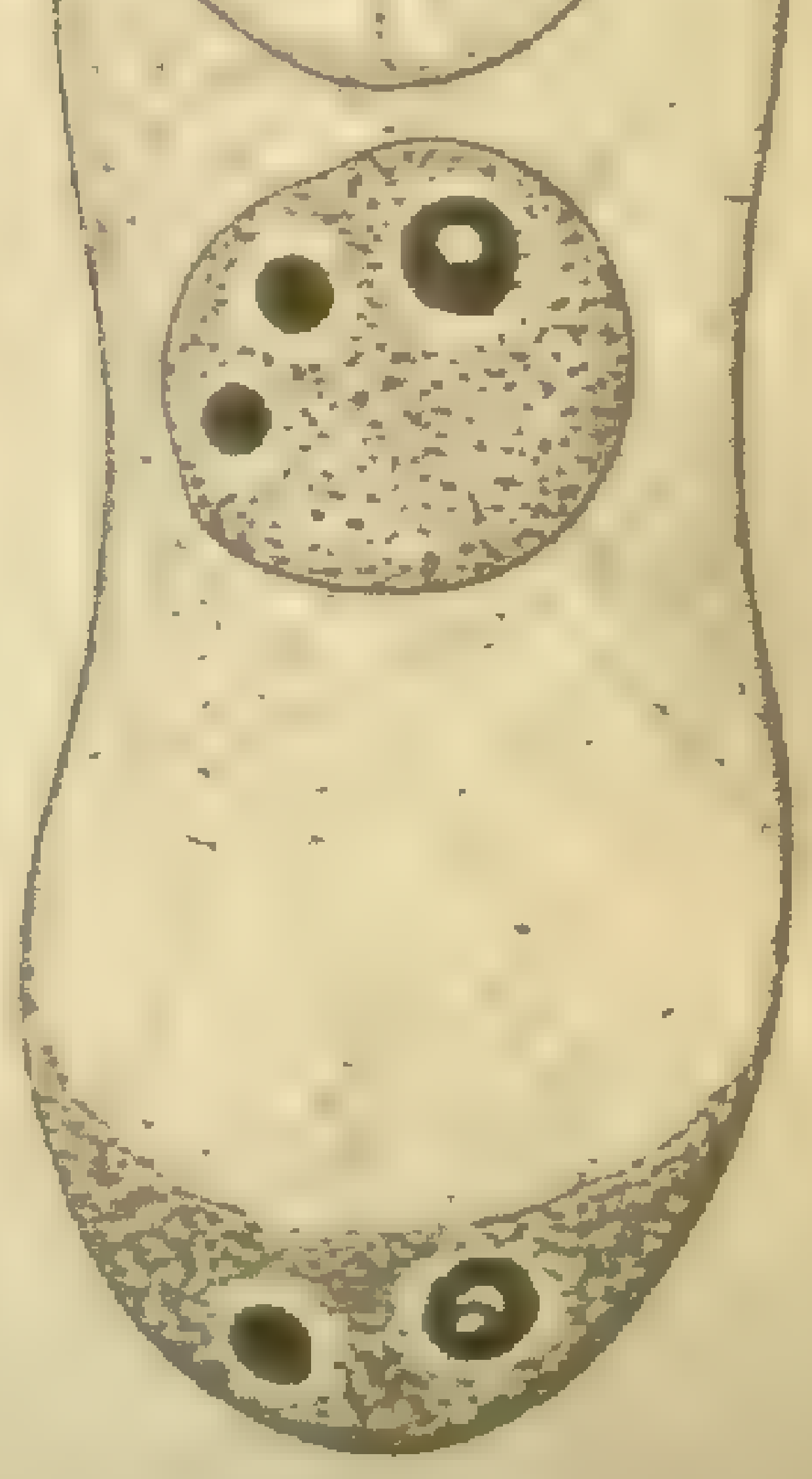
2.



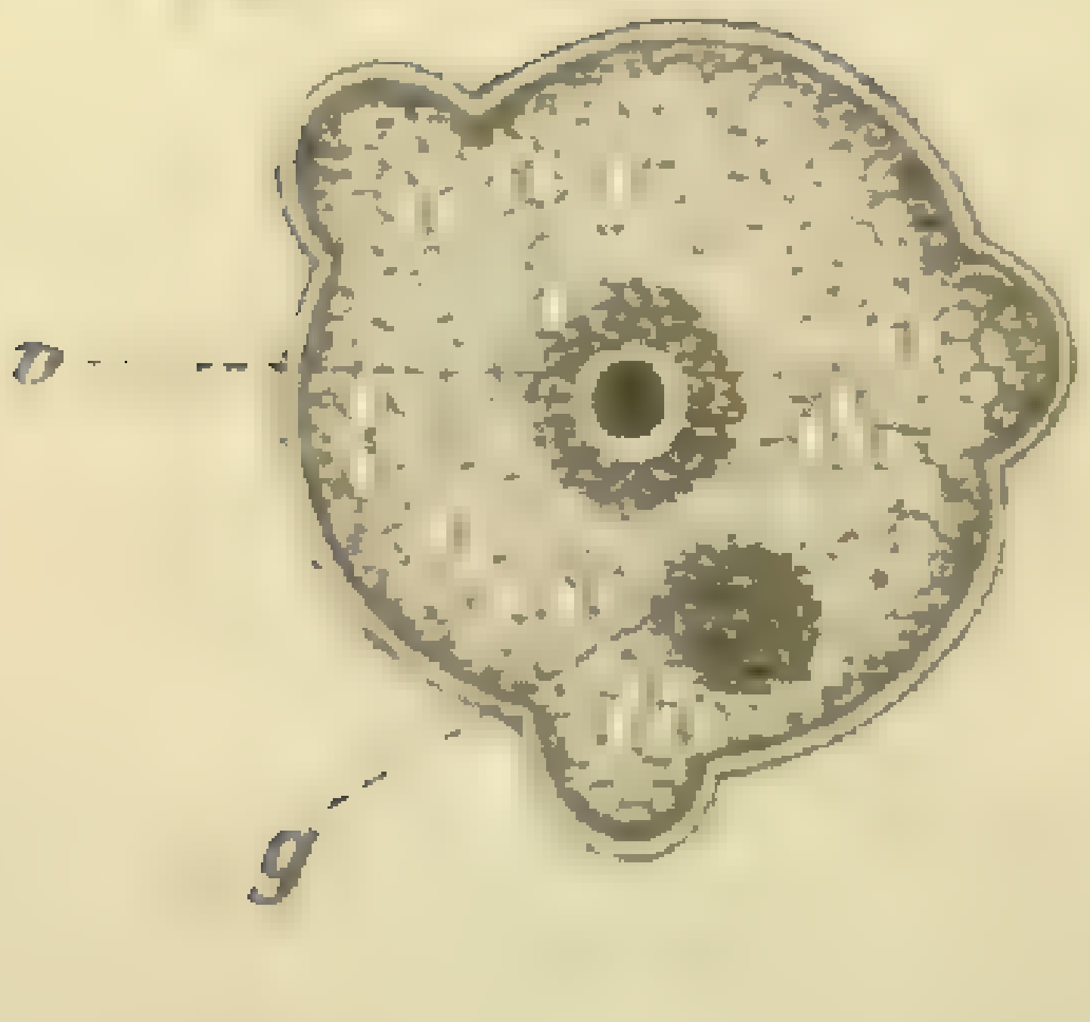
8b.



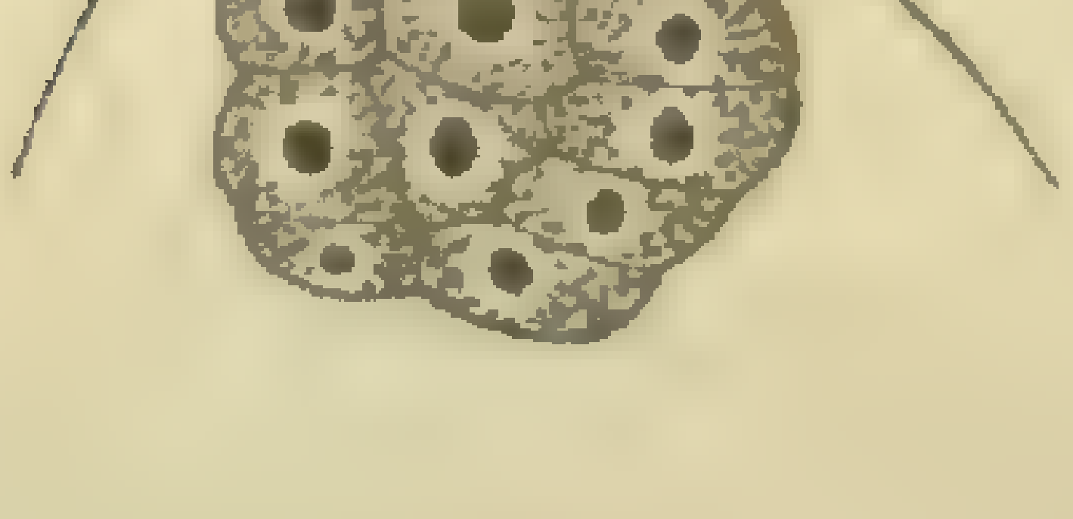
10.



14.



13.



Es wird gebeten, alle wissenschaftlichen Zusendungen für die Sitzungen im Jahre 1908 **mit genauer Angabe der Adresse des Absenders** an Herrn Geh. Oberregierungsrat Prof. Dr. A. Engler in Dahlem-Steglitz, k. bot. Garten, zu richten.

Die wissenschaftlichen Sitzungen finden mit Ausnahme der Monate August und September am letzten Freitag jeden Monats abends 7 Uhr statt.

☞ Sämtliche Mitteilungen für die Berichte müssen spätestens **acht Tage vor der Sitzung**, für welche sie bestimmt sind, dem Vorsitzenden **vollständig druckreif** im Manuskript — **die Tafeln genau im Format** (12/18 *cm*) — eingereicht werden. **Die Mitteilungen sollen der Regel nach den Umfang von 8 Druckseiten nicht überschreiten.** (Reglement § 19.) Die Aufnahme von Mitteilungen, welche in unrichtigem Deutsch abgefasst sind, muss wegen der daraus entstehenden Unzuträglichkeiten beanstandet werden. Die Beanstandung betrifft auch Arbeiten, welche Diagnosen in fehlerhaftem Latein enthalten. Es wird gebeten, im Manuskript nur eine Seite zu beschreiben und am Kopfe desselben die Anzahl der gewünschten Sonderabdrücke anzugeben.

Die Verantwortlichkeit für ihre Mitteilungen tragen die Verfasser selbst.

Alle auf die Veröffentlichung der Berichte bezüglichen Schriftstücke, Korrekturen usw. sind zu senden an Herrn Dr. W. Wächter, Steglitz bei Berlin, Florastr. 2B. Ein unmittelbarer Verkehr zwischen den Autoren und der Druckerei findet nicht statt.

Vorstand und Kommissionen der Gesellschaft für das Jahr 1908.

Für die Generalversammlung: Schwendener, Präsident; Drude, Stellvertreter.

Für die wissenschaftlichen Sitzungen in Berlin: Engler, Vorsitzender; Kny, erster Stellvertreter, O. Reinhardt, zweiter Stellvertreter; H. Fischer, erster Schriftführer, Köhne, zweiter Schriftführer, Lindau, dritter Schriftführer.

Schatzmeister: O. Appel.

Redaktions-Kommission: A. Engler, H. Fischer, Köhne, Lindau, Ascherson, Gilg, Kolkwitz.

Geschäftsführender Sekretär: W. Wächter.

Alle Geldsendungen, sowie die auf das Bezahlen der Jahresbeiträge bezüglichen Schriftstücke, werden franko „An die Kur- und Neumärkische Darlehnskasse für die Deutsche Botanische Gesellschaft, Berlin W. 8, Wilhelmplatz 6“, erbeten. Der Beitrag beträgt **für ordentliche Berliner Mitglieder Mk. 20, für auswärtige ordentliche Mk. 15, für alle ausserordentlichen Mitglieder Mk. 10.** Alle event. Reklamationen, die Versendung der Berichte und Sonderabdrücke betr., sind innerhalb **sechs Monate nach Abschluss des betreffenden Bandes** unmittelbar an die Verlagshandlung, Gebr. Borntraeger, Berlin SW 11, Grossbeeren-Str. 9, zu richten. Adressenänderungen sowie alle das Mitgliederverzeichnis betreffenden Berichtigungen oder sonstige geschäftliche Mitteilungen bittet man an Herrn Dr. W. Wächter, Steglitz bei Berlin, Florastr. 2B, zu senden.

Sonderabdrücke aus unseren Berichten

unterliegen folgenden Bestimmungen:

1. Jeder Autor erhält **50 Sonderabdrücke mit Umschlag broschiert kostenfrei** geliefert.
2. Für Mehrabzüge wird, sofern die Bestellung der Überzahl vor der letzten Korrektur erfolgt, die Berechnung nach folgendem Tarif durchgeführt:

1.	für jeden verwandten Bogen Papier zum Text	2 Pfennige
2.	für jede schwarze Tafel einfachen Formates	5 „
3.	bei mehrfarbigen Tafeln für jede Farbe pro Tafel mehr	3 „
4.	bei Doppeltafeln pro Tafel mehr	2 „
5.	Buchbinderlohn für jeden Abdruck	1,35 „
6.	für jeden Umschlag	1,5 „
7.	für einen besonderen Titel auf dem Umschlage, falls ein solcher gewünscht wird	3,50 Mark.

Pfennige, welche durch 5 nicht teilbar sind, werden nach oben auf 5 abgerundet.

Verlag von Gebrüder Borntraeger in Berlin
SW 11 Grossbeeren Strasse 9

Soeben wurde vollständig:

Die mikroskopische Analyse der Drogenpulver. Ein Atlas für Apotheker. Drogisten und Studierende der Pharmacie von **Dr. L. Koch,** Honorarprofessor an der Universität Heidelberg.

Erster Band: **Die Rinden und Hölzer.** Mit 14 lithographischen Tafeln. Quartformat. Geheftet 12 M., dauerhaft in Moleskin gebunden 15 M. 50 Pf.

Zweiter Band: **Die Rhizome, Knollen und Wurzeln.** Mit 24 lithographischen Tafeln. Quartformat. Geheftet 20 M., in Moleskin gebunden 24 M. 50 Pf.

Dritter Band: **Die Kräuter, Blätter und Blüten.** Mit 23 lithographischen Tafeln. Quartformat. Geheftet 20 M. in Moleskin gebunden 24 M. 50 Pf.

Vierter Band (Schlussband): **Die Samen und Früchte.** Mit 14 lithographischen Tafeln und 16 Holzschnitten Quartformat. Geheftet 18 M. 50 Pf., in Moleskin gebunden 23 M.

„. . . . Die sorgfältigen von Schematismus freien Zeichnungen und ihre schöne lithographische Wiedergabe machen den Atlas zu einem Kunstwerk, zu einem Führer durch den pharmakognostischen Teil des Arzneibuches, der durch das Erscheinen der vierten Ausgabe des letzteren und deren weit eingehendere Angaben über die anatomische Beschaffenheit der pflanzlichen Drogen an Bedeutung und Wert nicht unwesentlich gewonnen hat und in Zukunft dem praktischen Apotheker kaum entbehrlich sein wird."

Pharmaceutische Zeitung.

Behufs Vorlage eines Bandes oder einer Probelieferung wende man sich an eine grössere Sortimentsbuchhandlung.

Ausführliche Prospekte gratis und franko.

Druck von A. W. Hayn's Erben, Berlin SW 68.

BAND XXVI a. JAHRGANG 1908. HEFT 9.

BERICHTE

DER

DEUTSCHEN

BOTANISCHEN GESELLSCHAFT.

GEGRÜNDET AM 17. SEPTEMBER 1882

SECHSUNDZWANZIGSTER JAHRGANG.

HEFT 9.

AUSGEGEBEN AM 19. DEZEMBER 1908.

BERLIN.
GEBRÜDER BORNTRAEGER.
1908.

Inhaltsangabe zu Heft 9.

Seite

Sitzung vom 27. November 1908 647

Mitteilungen:

77. Wilhelm Kinzel: Lichtkeimung. Weitere bestätigende und ergänzende Bemerkungen zu den vorläufigen Mitteilungen von 1907 und 1908 654

78. P. Boysen Jensen: Die Zersetzung des Zuckers während des Respirationsprozesses. (Vorläufige Mitteilung) . . . 660

79. Hugo de Vries: Über die Zwillingsbastarde von Oenothera nanella 667

80. Otto Müller: Die Ortsbewegung der Bacillariaceen. VI. 676

81. C. Correns: Die Rolle der männlichen Keimzellen bei der Geschlechtsbestimmung der gynodioecischen Pflanzen 686

82. Julius Wiesner: Versuche über die Wärmeverhältnisse kleiner, insbesondere linear geformter, von der Sonne bestrahlter Pflanzenorgane 702

83. Erwin Baur: Über eine infektiöse Chlorose von Evonymus japonicus 711

Nächste Sitzung der Gesellschaft:

Montag, den 21. Dezember 1908,

abends **7** Uhr,

im Hörsaale des Schwendener'schen Instituts in Berlin NW,

Dorotheenstraße 5. I.

Sitzung vom 27. November 1908.

Vorsitzender: Herr O. REINHARDT.

Als ordentliche Mitglieder werden vorgeschlagen die Herren:

Quelle, Dr. **F.**, in **Pankow** b. **Berlin**, Damerowstr. 17, I (durch E. JAHN und C. OSTERWALD).

Roth, Dr. **Franz**, in **Opladen**, Aloysianum (durch E. STRASBURGER und M. KOERNICKE).

Schlicke, Dr. **A.**, in **Nieder-Schöneweide** b. **Berlin** (durch L. KNY und W. WÄCHTER).

Zum ordentlichen Mitgliede ist proklamiert Herr:

Kornauth, Dr., in **Wien**.

An Stelle des Herrn **J. Urban** wurde Herr **P. Claussen** in die Kommission zur Vorbereitung der Wahlen und der Generalversammlung gewählt.

Auf die Glückwunschadressen an Herrn Dr. **Bornet** und Herrn Geheimrat **Hildebrand**, deren Wortlaut im vorigen Hefte mitgeteilt wurde, sind folgende Dankschreiben eingelaufen:

Paris, 23. Novembre 1908.

Monsieur le Président de la Société botanique allemande.

Monsieur le Président,

En 1898, le Bureau de la Société botanique allemande me faisait l'honneur de m'adresser ses félicitations et ses voeux à l'occasion de mon 70ème anniversaire. Ses voeux ont été exaucés. Dix ans ont passé et le même Bureau vient de nouveau, très aimablement me complimenter pour l'heureux accomplissement de ma 80ème année. Je le remercie très cordialement.

C'est un grand âge que j'ai atteint. Son mauvais côté est qu'on a vu disparaître ses maîtres et tant de ses contemporains.

En 1898 j'étais l'un des anciens membres d'honneur de la Société botanique allemande. Maintenant, après notre doyen vénéré Sir G. D. HOOKER, je suis le seul survivant de la liste de 1884.

Après tout l'âge est chose relative. On n'est pas réellement vieux aussi longtemps que le goût du travail persiste et qu'on est capable de poursuivre avec intérêt les études dont on s'est occupé toute sa vie.

Je vous prie de vouloir bien accepter, Monsieur le Président, et faire agréer par vos Collégues, l'expression de ma sincère reconnaissance pour le nouveau témoignage que vous me donnez de votre bienveillante confraternité.

ED. BORNET.

Hochgeehrter Herr Kollege!

Das Glückwunschschreiben, welches der Vorstand der Deutschen botanischen Gesellschaft in so sehr mich ehrender und in so liebenswürdiger Weise an mich aus Anlaß meines fünfzigjährigen Doktor-Jubiläums richtete, hat mich soeben sehr angenehm überrascht und hoch erfreut. Ich erlaube mir, Sie zu ersuchen, der Gesellschaft meinen innigsten Dank zu übermitteln.

Hochachtungsvoll und ergebenst

HILDEBRAND.

Freiburg i. B., den 21. November 1908.

Vor Beginn der Sitzung wurde von Herrn LINDNER, vom Institut für Gärungsgewerbe, eine Anzahl farbiger Aufnahmen mit LUMIÈRE-Platten demonstriert. Es fanden sich darunter Landschaften mit verschiedenem Baumschlag und Gartenaufnahmen; außerdem waren Mikrophotogramme nach demselben Verfahren hergestellt. Diese letzteren bezogen sich hauptsächlich auf die Algenflora des Spandauer Schiffahrtskanals und waren meist bei 250facher Vergrößerung unter Benutzung von elektrischem Bogenlicht und eines diesem angepaßten Gelbfilters (nach Dr. SCHEFFER) hergestellt. Eine weitere Reihe von farbigen Bildern bezog sich auf Aufnahmen von Pilzkulturen, Granitdünnschliffe in polarisiertem Licht, sowie eine Tafel von getrockneten Alpenpflanzen (von Prof. GRUESS gefertigt). Ein Reihe nicht farbiger Aufnahmen bezog sich auf Rädertierchen, Wappentierchen und sonstige bewegliche Organismen, die in ihrer Bewegung bei $^1/_{90}$ Sekunde Expositionszeit photographiert worden waren. Besonders instruktiv war das Radorgan der Rädertierchen, da es die Zusammensetzung der Radspeichen, des Strudelapparates, aus einzelnen zusammentretenden Wimpern sichtbar machte. Schließlich war noch eine Serie von Photogrammen aufgestellt, welche Kahmhäute von verschiedenen Kahmhefen zeigten. (Aufnahmen von Dr. F. STOCKHAUSEN.)

Am Schlusse der Sitzung demonstrierte Fräulein OLGA KNISCHEWSKY Kulturen von *Penicillium luteum*, die in dünner Gelatineschicht in den bekannten LINDNERschen Pilzgläsern gewachsen waren und zwar unter verschiedenen Belichtungsverhältnissen: In einem Falle dem Wechsel von Tag und Nacht ausgesetzt, im anderen Falle nur jeden zweiten resp. dritten Tag auf ca. 2 Stunden belichtet. Während die erste Kultur soviel konzentrische Ringe aufwies, als Tage seit Beginn des Versuches verstrichen, nämlich 23, zeigte die zweite Kultur bei gleichem Durchmesser nur 8 Ringe mit entsprechend größeren Intervallen entsprechend der achtmaligen Belichtung der Kolonie. Der längeren Dunkelheit entsprach ein breiterer durchsichtiger Mycelring und der nur kurzen etwa 2stündigen Belichtung ein schärferes Hervortreten der dichten Konidienschicht. Eine vollständig dunkel gehaltene Kultur, unter sonst gleichen Bedingungen gewachsen, zeigte zwar den gleichen Größendurchmesser aber gar keine Ringbildung. Ebenso verhielt sich eine Kultur, die in der gelben SACHSschen Glocke gehalten war, während eine Kultur unter einer blauen SACHSschen Glocke die „Tagesringe“ wie Kultur I gebildet hatte. Hierdurch ist wohl zum ersten Male mit aller Schärfe zahlenmäßig der Beweis geliefert, daß die bei Pilzkulturen schon oft beobachteten konzentrischen Ringe eine Reaktion auf den Einfluß des Lichtes darstellen.

Herr HÖCK, der als Vertreter unserer Gesellschaft an der 2. Sitzung des deutschen Ausschusses für den mathematischen und naturwissenschaftlichen Unterricht in Köln teilgenommen hatte, erstattete einen Bericht:

Am 28. März 1908 erging an mich von dem derzeitigen Präsidenten der Deutschen Botanischen Gesellschaft, Herrn Geh. Rat SCHWENDENER, die Mitteilung, daß ich durch den Vorstand unserer Gesellschaft zu ihrem Vertreter im „deutschen Ausschuß für den mathematischen und naturwissenschaftlichen Unterricht“ ernannt sei, nachdem kurz vorher bei mir angefragt war, ob ich eine etwaige Wahl annehmen werde. In der ersten Sitzung dieses Ausschusses am 3. Januar 1908 war unsere Gesellschaft nicht vertreten gewesen, weil der vorher gewählte Vertreter, Herr Prof. LOEW, der ja leider inzwischen dem Verein durch den Tod entrissen ist, dieser Sitzung nicht beiwohnen konnte. An der zweiten Sitzung am 19. September 1908 zu Köln nahm ich teil. Dort wurden wir Mitglieder des Ausschusses von unserem Vorsitzenden, Herrn Universitätsprofessor Dr. GUTZMER aus Halle, aufgefordert, in den Vereinen, welche wir vertreten, einen Bericht über die Tätigkeit des Ausschusses zu erstatten. Zu einem solchen erklärte ich mich auch für die Novembersitzung unserer Gesellschaft Herrn Geh. Rat SCHWENDENER gegenüber bereit, wurde aber von diesem gebeten, nicht nur mündlich vor den Berliner Mitgliedern und einigen zufällig Anwesenden von auswärts zu berichten, sondern auch einen kurzen Bericht für die Zeitschrift unserer Gesellschaft zu liefern, damit die auswärtigen Mitglieder ihn gleichfalls lesen könnten. Dieser Aufforderung komme ich hiermit nach[1].

Der „deutsche Ausschuß“ ist hervorgegangen aus der Unterrichtskommission der „Gesellschaft deutscher Naturforscher und Ärzte“, welche auf der Breslauer Naturforscherversammlung 1904 eingesetzt wurde. Der Auftrag dieser Kommission ging dahin, die Gesamtheit der Fragen des mathematischen und naturwissenschaftlichen Unterrichts einer eingehenden Erörterung zu unterziehen und abgeglichene Vorschläge auszuarbeiten.“ Dieser Forderung ist die Kommission in 3jähriger reger Tätigkeit nachgekommen. Dies bezeugt vor allem der Gesamtbericht, den ihr Vorsitzender Herr Prof. GUTZMER unter dem Titel „Die Tätigkeit der Unterrichtskommission der Gesellschaft deutscher Naturforscher und Ärzte“ 1908 im Verlage von TEUBNER erscheinen ließ.

Vorangestellt sind Verhandlungen der Naturforscherversammlung zu Kassel 1903, welche wiederum auf solchen der Hamburger Versammlung vom Jahre 1901 fußten. Hier wurde zuerst allgemein der Wunsch ausgesprochen, der Biologie auch Stunden auf der Oberstufe unserer höheren Schule einzuräumen und ein Komitee zur Förderung dieser Fragen gebildet. Den Hauptvortrag auf der Breslauer Versammlung hinsichtlich dieser Frage hielt Herr Prof. Dr. FRICKE aus Bremen, Ergänzungen zu diesen Wünschen bezüglich der Biologie brachte namentlich Herr Geh. Medizinalrat Prof. Dr. F. MERKEL vor. Die dort eingesetzte Kommission erstattete dann Bericht auf den folgenden Jahresversammlungen zu Meran (1905), Stuttgart (1906) und Dresden (1907). Schon auf der ersten dieser drei Versammlungen legten sie einen allgemein gehaltenen Lehrplan vor, der auch den biologischen Unterricht für alle Klassen berücksichtigt, auf der zweiten wurden mehr besondere Schularten berücksichtigt, auf der dritten Berichte über Ergebnisse von Fragebogen über die Hilfsmittel des naturwissenschaftlichen Unterrichts mitgeteilt und Vorschläge für die Ausbildung der Lehramtskandidaten erörtert, die auch Änderungen im Hochschulunterricht bedingen.

---

[1] Während Berichterstatter mündlich auch auf die anderen Fächer kurz einging, wird hier wesentlich nur das berichtet, was sich auf die Botanik bezieht.

Die Meraner Vorschläge erfordern für die bisher nicht mit Botanik bedachten oberen Klassen[1]) folgende Lehraufgaben:

OII: Allgemeine Morphologie mit besonderer Rücksicht auf die Existenzbedingungen der Pflanzen ihre Beziehungen zueinander und zur Tierwelt. Pflanzengeographie.

UI: Anatomie und Physiologie der Pflanzen mit besonderer Rücksicht auf die niederen Formen.

OI: Im Anschluß an Geologie: Pflanzenpalaeontologie, (vielleicht auch) Grundzüge der Entwicklungslehre.

Für die Vorbildung der Oberlehrer verlangen demgemäß die Dresdener Verhandlungen:

a) Umfassende Pflanzenkenntnis und ihre Vertiefung nach der morphologischen, physiologischen und biologischen Richtung.

b) Wissenschaftliche Ausflüge zur Einführung in die Pflanzenkenntnis.

c) Demonstrationen in botanischen Gärten, Gewächshäusern und Museen unter Vorführung von frischen und konservierten Pflanzen, durch pflanzengeographische Schilderungen und bildliche Darstellungen.

d) Praktische Übungen im Laboratorium und Seminar (Handhabung des Mikroskops, pflanzenphysiologische und ökologische Versuche).

Dies sind die wesentlichsten Vorschläge der „Kommission“, soweit sie die Pflanzenkunde betreffen. Auf diesen würde der „Ausschuß“ fort zu bauen haben, indem er sie für die Hochschulen und höheren Schulen weiter ausarbeitete, ferner aber auch für alle anderen Schularten entsprechende Vorschläge ausarbeitete, für ihre Durchführung sorgte, und in jeder Weise eine fachmännische Beratungsstelle in diesen Fragen bildete.

Die Ziele und Mittel zu ihrer Durchführung wurden auf der ersten Ausschußsitzung zu Köln am 3. Januar 1908 beraten. Auf der zweiten Sitzung eb. am 19. September 1908 konnte darauf hingewiesen werden, daß die Bestrebungen in weiteren Kreisen, namentlich auch bei den vorgesetzten Behörden, Anerkennung und Unterstützung gefunden hätten; vor allem wurde auf den Erlaß des preußischen Kultusministeriums vom 19. März 1908 verwiesen, der die Wiedereinführung des biologischen Unterrichts in die oberen Klassen der höheren Lehranstalten gestattet. Es ist natürlich die Aufgabe dieses Ausschusses, darauf hinzuarbeiten, daß solcher Unterricht pflichtgemäß an allen Schulen eingeführt werde und daß der Lehrplan dementsprechend umgestaltet werde. Auch an Hochschulen, besonders in Göttingen, sind schon entsprechende Übungen für künftige Oberlehrer in der Botanik (durch Herrn Prof. Dr. PETER) eingeführt.

---

[1]) Der pflanzenkundliche Unterricht hat in den unteren und mittleren Klassen (wo die vorgeschlagene Stoffverteilung nicht wesentlich von der bisher geltenden abweicht) danach „das Ziel, die Schüler anzuleiten, die Pflanze als lebendiges Wesen aufzufassen, und in diesem Sinne ihre Gliederung und die Gestaltung ihrer Organe zu verstehen. An der Hand des natürlichen Systems soll dann weiter eine Übersicht über die Verschiedenheit der Formentwicklung gegeben werden.“

Da der Ausschuß sich aus Vertretern von Vereinen zusammensetzt, die die wissenschaftliche Pflege der verschiedensten Naturwissenschaften in ganz Deutschland fördern, kann einseitiger Bewertung einzelner Gebiete durch Erörterungen im Ausschuß entgegengewirkt und können andererseits die dort gepflogenen Verhandlungen in weiteste dafür interessierte Kreise getragen werden. Endlich wird auch möglich, zu den Nachbarwissenschaften Beziehungen zu gewinnen, zumal da auch Vertreter der Technik und Medizin im Ausschuß schon jetzt sind und eine Erweiterung des Ausschusses nach der einen oder anderen Seite hin möglich ist. Besonders wenn auf den Volksschulunterricht durch Einfluß auf die Lehrerbildungsanstalten verändernd eingewirkt werden soll, wird es wünschenswert, auch aus solchen Kreisen Verbesserungsvorschläge zu erfahren, vielleicht für Einzelberatungen Fachleute heranzuziehen oder wenigstens mit ihnen zu verhandeln.

Da bisher in der Ausschußsitzung, der ich beiwohnte, keine Gelegenheit war, für die Botanik speziell zu wirken, konnte ich meinen Standpunkt in diesem Fache nicht entwickeln. Wie ich in meiner Programmarbeit des Perleberger Realgymnasiums 1908 „Natur- und Erdkunde auf der Oberstufe der Realgymnasien" auseinandersetzte, möchte ich namentlich, daß der naturwissenschaftliche und erdkundliche Unterricht sich gegenseitig mehr in die Hände arbeiteten. Die Beziehungen der Naturwissenschaften, insbesondere auch der Biologie zur Erdkunde sind auch in den Kommissionsberichten mehrfach hervorgehoben, so daß ich glaube, in den wesentlichen Ansichten mit den Kommissionsmitgliedern übereinzustimmen, wenn auch meine besondere Rücksichtnahme auf den erdkundlichen Unterricht mich zu einigen Abweichungen im vorgeschlagenen Lehrplan von den Meraner Vorschlägen führte.

Meine Ansichten, welche Zweige der Pflanzenkunde ich für geeignet zum Unterricht in unseren höheren Schulen halte, habe ich in meinem „Lehrbuch der Pflanzenkunde" (Eßlingen, SCHREIBER 1908) gezeigt. Darin vertrete ich die Ansicht, daß alle Zweige der Pflanzenkunde wenigstens in ihren Anfangsgründen auf den höheren Schulen gelehrt werden. Auf der Unterstufe jeder Schule muß von Einzelbeschreibungen ausgegangen werden, die zwar auf ökologischer Grundlage aufbauen, aber zur Einführung in die Systematik, Morphologie und Ökologie und durch letztere auch in die heimische Pflanzengeographie dienen. Die Mittelstufe muß namentlich das System ausbauen, aber überall auch andere Teile der Pflanzenkunde berühren, wo nur Gelegenheit dazu vorhanden, z. B. bei Pilzen die Pflanzenkrankheiten, bei Algen die Abhängigkeit der Meerespflanzen vom Licht, bei Moosen die Entstehung des Torfes, bei Gefäßsporern die Pflanzenwelt der Steinkohlen und damit die Pflanzengeschichte, bei Nutzpflanzen die außereuropäische Pflanzengeographie. Doch können diese Wissenszweige erst einigermaßen zur Geltung kommen, wenn auf unseren höheren Schulen allgemein die oberen Klassen Stunden dafür einräumen; dann auch können Physiologie und Anatomie hinreichend betrieben werden. Doch bedarf es für diese vor allem auch weiterer Mittel für Lehrzwecke, namentlich an kleineren Schulen. So habe ich z. B. noch an keiner Schule, an der ich unterrichtete, mehr als ein Mikroskop gefunden, und die alljährlich für Biologie gewährten Mittel reichten kaum zur Anschaffung eines zweiten aus, auch wenn man ein Jahr lang auf jede weitere Anschaffung verzichten möchte. Also wäre eine Erhöhung dieser Mittel und ein Zwang der Einführung des Unterrichts für die höheren Schulen die wichtigste Forderung, wobei ich mich ganz mit der ehemaligen Unterrichtskommission im Einklang finde. Wenn die Stunden bewilligt werden, kann auch die Systematik auf der Oberstufe zu ihrem Rechte kommen, da auf ihrer Grundlage allein eine Zusammenfassung der Einzelergebnisse möglich ist, diese in der Entwicklungslehre als Abschluß des biologischen Unterrichts geboten werden kann; hier wäre selbst eine Andeutung des neuesten Zweiges der Botanik, der Pflanzenpsychologie, möglich.

Für die einzelnen Schulen wird im wesentlichen die Anforderung insofern ähnlich, als kaum ein Teil der Botanik ganz außer acht gelassen werden darf, soweit er den Schülern auf der Stufe verständlich gemacht werden kann. Mit vollem Recht ist durch die JUNGE-SCHMEILsche Methode der Ökologie dort ein viel weiterer Spielraum gewonnen, als früher der Fall war. Aber es darf darüber nicht in einseitiger Weise die Systematik ganz vernachlässigt werden, wie einige Eiferer wollen. Wie in allen Schulen wird auch in niederen die Pflanzengeographie (wie natürlich ebenso die Tiergeographie) eine Verknüpfung mit der Erdkunde erstreben, auf heimische Verhältnisse aufbauen, doch nicht auf diese beschränkt bleiben[1].

In diesem Sinne gedenke ich im „deutschen Ausschuß", dessen Aufgabe ich kurz angedeutet habe, die Botanik zu vertreten.

Mitteilungen.

77. Wilhelm Kinzel: Lichtkeimung. Weitere bestätigende und ergänzende Bemerkungen zu den vorläufigen Mitteilungen von 1907 und 1908.

(Eingegangen am 3. November 1908.)

Im Anschluß an die in Heft 8 dieser Berichte publicierte Arbeit wurden noch 108 verschiedene Samenarten, vorzugsweise von alpinen Species und einer Reihe von Waldpflanzen stammend, geprüft. Zugleich sind auch die Samen einiger Wasserpflanzen, in Wasser eingesenkt, zur Prüfung herangezogen worden, um dem Einwand zu begegnen, es könnte die Tension des Wasserdampfes bei den Lichtversuchen eine so bedeutungsvolle Rolle gegenüber der Tension bei den Dunkelversuchen spielen, daß dadurch die günstigere Keimung in manchen Fällen beeinflußt würde. Alle diese Versuche haben schon so viele positive Ergebnisse geliefert, daß nach Aufführung der Namen der Pflanzen die Hauptergebnisse schon hier kurz zusammengefaßt werden mögen, zumal durch die Versuche einige am Schlusse der vorigen Mitteilung ausgesprochene Vermutungen über die Pflanzen stark besonnter und teilweise beschatteter Standorte eine Bestätigung erfahren.

Es wurden geprüft: *Typha angustifolia*, *Scheuchzeria palustris*.

---

[1] Sollen Bestimmungsübungen vorgenommen werden, so müssen sie an natürlichen Gruppen vorgeführt werden. Das LINNÉsche System sollte meines Erachtens in keiner Schule mehr gelehrt werden, da es das Verständnis für natürliche Verwandtschaft erschwert (vgl. meinen Aufsatz im Pädagog. Archiv XLVIII 1906 S. 455 ff.).

Luzula albida, Tofieldia calyculata, Anthericus ramosus, Narthecium ossifragum, Allium sibiricum, Paris quadrifolius, Silene Pumilio, Lychnis lapponica, Dianthus alpinus, D. microlepis, D. Carthusianorum. D. superbus, Moehringia muscosa, Nuphar advenum, Nuphar luteum, Nymphaea alba, Nymphaea Lotus, Delphinium elatum, Aconitum Napellus. Thalictrum aquilegiifolium, Th. angustifolium. Papaver alpinum. Chelidonium majus, Drosera rotundifolia, D. anglica, D. intermedia, Saxifraga bryoides, S. rotundifolia, S. stellaris, S. aizoides, S. oppositifolia. S. tridactylites, S. nivalis, S. granulata, Parnassia palustris, Oxalis Acetosella, Linum catharticum, Impatiens Nolitangere, I. parviflora, Hypericum perforatum, Epilobium angustifolium. E. roseum, E. trigonum, Trapa natans, Hipparis vulgaris, Andromeda polifolia. Pirola rotundifolia, P. uniflora, Ramischia secunda, Rhododendron ferrugineum. Calluna vulgaris, Vaccinium Oxycoccos, Primula pubescens (auricula × viscosa), Pr. spectabilis, Pr. rosea Royle, Trientalis europaea, Soldanella alpina, S. montana, Lysimachia vulgaris, Androsaces Wulffenianum. Hottonia palustris, Limnanthemum nymphaeoides, Gentiana punctata. G. acaulis, G. nivalis, G. asclepiadea, G. Pneumonanthe, G. ciliata, G. cruciata, G. germanica, Erythraea Centaurium, Polemonium coeruleum, Phacelia tanacetifolia, Verbascum thapsus, V. lychnitis. V. nigrum, Linaria vulgaris. Mimulus luteus, Limosella aquatica, Veronica anagallis, V. beccabunga, V. alpina, V. aphylla, V. urticifolia, V. bellidioides, V. polita, Paederota Bonarota, Bartschia alpina, Pedicularis palustris. Globularia vulgaris, G. cordifolia, G. nudicaulis, Orobanche cruenta, O. Salviae, Jasione montana, Phyteuma orbiculare, Campanula rotundifolia. C. Scheuchzeri, C. pulla, C. rapunculoides, C. trachelium, C. patula, C. rapunculus, C. persicifolia, C. glomerata. C. barbata, Bellis perennis, Erigeron canadensis, Leontopodium alpinum, Achillea Millefolium, Aronicum scorpioides[1]).

Ganz besonders interessant bei den Versuchen ist eine Anzahl von Arten, deren Keimung ganz unzweifelhaft durch die Dunkelheit befördert wird. Vor allem ist da das der *Nigella* verwandte *Delphinium elatum* zu erwähnen. Dies *Delphinium* keimt bereits am 11. Tage im Dunkeln zu 40 pCt., im Licht nur zu 1 pCt., am 15. Tag zu 80 pCt. gegen 4 pCt., am 21. Tag zu 89 pCt. gegen 20 pCt. Noch nach 30 Tagen ist der Abstand 90 pCt. gegen 50 pCt., nach 40 Tagen 92 pCt. gegen 78 pCt. und auch nach 50 Tagen gleicht sich der Unterschied nur bis auf 93 pCt. gegen

---

[1]) Dazu kommen noch: *Lloydia serotina, Primula glutinosa. Villarsia ovata. Gentiana bavarica. Veronica spicata.* Von den genannten ist besonders noch *Calluna* hervorzuheben. Von verschiedenen Orten reif und halbreif gesammelt, keimt sie am Licht schon in 35 Tagen zu 30 pCt., im Dunkeln nicht.

83 pCt. aus. Die Pflanzen, welche den Samen lieferten, waren erzogen aus einer schon sehr gealterten Saat, welche nur noch zu 14 pCt. keimte, aber gleichwohl auch schon damals noch sehr deutlich diese Eigenschaft zeigte. Diese Saat keimte ebenfalls erst am 13. Tage im Lichte zu 2 pCt. an, während sie im Dunkeln, schon am 7. Tage mit 4 pCt. beginnend, bereits zu 11 pCt. gekeimt war. Erst nach zwei Monaten glich sich der Unterschied bei 14 pCt. aus.

Ferner erwiesen sich alle geprüften *Dianthus*-Arten als begünstigt durch Dunkelheit, besonders die vom Urgebirge Bulgariens (Rilodagh, 2200—2500 m) stammende *Dianthus microlepis*. Am 3. Tage keimten 20 pCt. im Dunkeln gegen 1 pCt. im Hellen, bis zum 10. Tage 31 pCt. gegen 10 pCt., das vorläufige Ende der Keimung[1]). Bei *Dianthus alpinus* waren noch am 6. Tage 12 pCt. Keime im Hellen gegen 24 pCt. im Dunkeln vorhanden; im Verlauf eines Monats Ausgleich auf 35 pCt. : 40 pCt. Größer noch ist der Abstand bei *Dianthus superbus* (3. Tag 7 pCt. : 76 pCt., 4. Tag 44 pCt. : 88 pCt.) und bei *D. Carthusianorum* (noch am 5. Tage 40 pCt. im Hellen gegen 92 pCt. im Dunkeln); jedoch gleichen sich die Unterschiede bei diesen beiden Nelken des Flachlandes mit 100 pCt. nach 14 Tagen völlig aus. Sehr bemerkenswert und damit gut zusammenstimmend verhält sich *Lychnis lapponica*: 3. Tag 2 pCt.: 32 pCt., 4. Tag 6 pCt. : 66 pCt., 9. Tag 60 pCt. : 90 pCt. Auch nach 3 Monaten steigt die Keimung bei *Lychnis lapponica* nicht über 63 pCt. im Licht, während im Dunkeln 92 pCt. gekeimt sind.

Überhaupt scheint dies Verhalten bei manchen Alpinen, die eventuell unter einer Schneedecke keimen, öfter vorzukommen. So verhält sich *Soldanella alpina* direkt umgekehrt wie *Soldanella montana*. *Soldanella alpina* keimt schnell und sehr üppig[2]) sich weiter entwickelnd im Dunkeln schon am 6. Tage zu 10 pCt., bis zum 10. Tage zu 66 pCt., dagegen beginnt sie im Licht erst am 11. Tage mit 7 pCt.: noch am 20. Tage beträgt der Abstand 82 pCt. : 91 pCt.

Ganz anders *Soldanella montana* vom Böhmerwald. Durch Versuche in hellem Lichte bis zu völliger Dunkelheit wurde unzweifelhaft nachgewiesen, daß auch nach längerer Zeit die Keimung im Dunkeln ebenso wie bei sehr vermindertem Licht bei 62 pCt. stehen bleibt, während im Licht 100 pCt. keimen. Auf ähnliche Weise wurden auch einige alpine Primeln geprüft, nämlich in 6fache Schicht dicken feuchten Fließpapiers gehüllt, in einer Porzellanschale in einer schattigen Zimmerecke (oben auf einem Schranke). Bei dieser Behandlung keimte übrigens *Soldanella montana* viel rascher an als im Licht und Dunkel (10. Tag 25 pCt. : 8 pCt. : 0 pCt.), jedoch blieb die Keimung nach 1 $^1/_2$ Monaten, genau wie im völligen Dunkel bei 62 pCt. stehen. Viel empfindlicher gegen die geschilderte starke Verdunklung ist *Primula spectabilis*. Es keimten nur 18 pCt. im Halbdunkel nach 34 Tagen gegen 72 pCt. im Licht, nach 2 Monaten 75 pCt., im Dunkeln noch immer 0 pCt., im Halbdunkel 18 pCt.! und 0 pCt. im Dunkeln. Wesentlich weniger empfindlich, aber offenbar auch durch Licht gefördert ist *Primula rosea* vom Himalaya, nach 10 Tagen 86 pCt. (volles Licht) : 70 pCt. (Halblicht) : 37 pCt. (völlige Dunkelheit) — nach 1 Monat 90 : 81 : 50 pCt. Über 50 pCt. hinaus geht die Keimung im Dunkeln nicht. Über andere Primeln, die erst durch Frostwirkung keimen, soll später berichtet werden.

---

[1]) Nach einem weiteren Monat nur noch 1 Keim im Dunkeln.

[2]) Bei *Soldanella montana* üppige Entwicklung (100 pCt.) im Licht.

Von den Monokotylen ist *Luzula albida* auch nach langer Nachreife ausgezeichnet durch Lichtempfindlichkeit, wie überhaupt fast alle Arten, die sich gern in Massen auf den lichteren Stellen der Waldungen zeigen. Am 14. Tage waren 24 pCt. im Licht gekeimt, 0 pCt. im Dunkeln, am 30. Tage 50 pCt., im Dunkeln immer noch 0 pCt. *Tofieldia* ist entschieden abhängig vom Licht: nach 1 Monat 40 pCt. im Licht, kein Keim im Dunkeln, ebenso auch nicht im blauen Licht. Dagegen verhält sich die Waldpflanze *Anthericus ramosus* ziemlich neutral gegen Licht und Dunkel; die Keimung wird nur um ein weniges mehr durch Dunkelheit gefördert. Bei den *Allium*-Arten war schon *Allium suaveolens* ausnahmsweise als lichtliebend gefunden worden gegenüber vielen durch Dunkelheit in der Keimung geförderten Arten. Ebenso verhält sich auch *Allium sibiricum* (am 20. Tage schon 20 pCt. im Licht gegen 5 pCt. im Dunkeln).

Von den Dikotylen schließt sich *Thalictrum aquilegiifolium* eng an *Aquilegia* an. Nach einem Monat sind 50 pCt. der Samen im Licht gekeimt, im Dunkeln kein einziger. Ähnlich, nur viel langsamer, *Th. angustifolium*. Die *Saxifraga*-Arten scheinen fast alle stark vom Licht abhängig. Besonders deutlich *Saxifraga nivalis*. Nachgereifte Saat keimte im Licht in 13 Tagen zu 100 pCt. aus (9. Tag 2 pCt. gegen 85 pCt.), während im Dunkeln erst 19 pCt. gekeimt waren; sehr allmählich keimt die Saat dann, wenn nachgereift, noch bis zu 35 pCt. (1 $^1/_2$ Monate), ohne Nachreife keimt kein Same im Dunkeln, aber 100 pCt. im Licht. Ebenso empfindlich ist *Saxifraga rotundifolia*, noch nach 1 $^1/_2$ Monaten 99 pCt. gegen 7 pCt. im Dunkeln. *S. aizoides* in der gleichen Zeit 60 pCt. gegen

4 pCt.! *S. stellaris* keimt in 1 Monat zu 15 pCt. gegen 0 pCt. im Dunkeln; ähnlich andere langsam keimende alpine Arten. Über die Primulaceen war bereits einiges gesagt. Manche derselben, wie *Trientalis, Lysimachia vulgaris, Primula elatior, P. Auricula,* auch *Ardrosace*-Arten scheinen der Kälte zu bedürfen zu ausgiebiger Keimung. Bei *Trientalis* wird dies schon dadurch wahrscheinlich, daß es mir gelang, die Saat im Dunkeln schon nach 50 Tagen[1]) zu 6 pCt. zur Keimung zu bringen (in 2 Kontrollproben zu 100 Samen), während im Licht das einzige erscheinende Würzelchen wochenlang keine weitere Streckung über den Umfang des Samens hinaus erfuhr, Auch *Androsace sarmentosa,* die zunächst nur im Dunkeln zu wenigen Prozenten keimt (4 pCt.), scheint zu diesen zu gehören.

Die Enzian-Arten dürften meist des Lichtes bei der Keimung bedürfen, *Erythraea Centaurium* keimt im Licht schon in 13 Tagen zu 98 pCt. aus, im Dunkeln erscheint auch nach 1 Monat noch kein Keimling, ja die Samen quellen nicht einmal auf[2]). Andere Arten keimen sehr langsam. *Gentiana cruciata*[3]) beginnt im Licht schon am 13.—17. Keimungstage mit 5 pCt. Bei anderen perennierenden Arten wie *G. punctata* sieht man während 1 $^1/_2$ Monaten die Samen im Licht schwellen und z. T. schon bersten, im Dunkeln nicht[4]).

Die *Verbasca* sind ganz vom Licht in der Keimung abhängig, selbst nach längerer Nachreife. *Verbascum Thapsus* z. B. keimte in 40 Tagen zu 52 pCt. im Licht, später bis 80 pCt., gegen einen verkümmernden Keimling im Dunkeln. *Mimulus luteus* ist, ebenso wie dort und bei *Verbascum* erwartet wurde, ganz abhängig vom Licht — in 1 Monat 32 pCt. gegen 0 pCt. Keime im Dunkeln; nach 1 $^2/_3$ Monaten 45 pCt. gegen 0 pCt. Von den *Veronica*-Arten sei hier zunächst nur der Versuch mit *Veronica Anagallis* erwähnt. Die Samen keimten, gut nachgereift, in einem 50-ccm-Erlenmeyerkölbchen in Wasser im Licht aufgehängt in 6 Tagen zu 100 pCt. aus bei prächtiger weiterer Entwicklung der Pflänzchen. Dagegen erschien in dem verdunkelten Kölbchen auch nach langer Zeit nur 1 kurzer bleicher

---

[1]) ROSTRUP gibt die erste Keimung erst nach 8 Monaten an, wohl, wie bei *Calluna,* wegen zu schwacher Belichtung. Später, nach 3 Monaten, keimen, nämlich im Licht bis 30%, im Dunkeln nur 12%.

[2]) Nach 2 $^1/_2$ Monaten allmählich 3 kleine bleiche Keimlinge.

[3]) Für den Morphologen sei auf die große Mannigfaltigkeit in der Gestalt der verschiedenen Samen der *Enziane* hingewiesen.

[4]) *Limnanthemum* keimt unter Wasser nur am Licht.

Keim unter Wasser, der sehr bald wieder einging[1]). Auch *Bartschia alpina* keimt zunächst nur im Lichte (1 ½ Monate = 4 pCt.).

Die Prüfung besonders zahlreicher *Campanula*-Arten geschah auf Grund der Beobachtung, daß die reifenden Samen bei *C. rotundifolia* rosenrot sind unter grüner Fruchtknotendecke, ähnlich wie bei anderen *Campanula*-Arten, auch bei den meisten *Pedicularis*-Arten. Es erwiesen sich dann auch alle geprüften Arten als mehr oder weniger stark abhängig vom Licht. *C. rotundifolia* in 1 ½ Monaten 36 pCt. (vorläufiger Endpunkt am 37. Tage) im Licht gegen 0 pCt. im Dunkeln, *C. persicifolia* in der gleichen Zeit 91 pCt. gegen 5 pCt. im Dunkeln usw. Andere, wie *C. Trachelium* brauchen viele Monate bis zur Keimung. Am wenigsten empfindlich ist *C. patula*, welche im Dunkeln als Endpunkt 64 pCt. erreicht (nach einem Monat) dagegen im Licht 90 pCt.; auch nach weiteren 15 Tagen nicht mehr.

Besonders interessant ist *Jasione montana*, welche mit Absicht von einem stark besonnten Abhang im Rannatal (bei Burg Falkenstein) entnommen wurde. Die Keimung wird, wie weiter unten auch für *Epilobium* nachgewiesen ist, im unzerlegten Licht zunächst durch die darin enthaltenen blauen Strahlen sehr gehindert. Im Dunkeln beginnt die Keimung schon am 5. Tage mit 2 pCt., am 7. Tage mit 8 pCt. Erst am 11. Tage, nachdem schon 18 pCt. im Dunkeln gekeimt sind, keimen im Hellen 3 pCt. Noch am 20. Tage ist das Verhältnis von Dunkel zu Hell wie 36 : 25. Nun steht aber die Keimung am 23. Tage im Dunkeln bei 48 pCt. still (Hell dann auf 43 pCt.), während sie im Hellen in weiteren 23 Tagen auf 84 pCt., nach 50 Tagen sogar auf 85 pCt. steigt. Bemerkenswert ist, daß die Keimung der *Jasione*, wahrscheinlich bei Prüfung in Halblicht früher von DORPH-PETERSEN[2]) auch mit einem vorläufigen Endpunkt von 50 pCt. beobachtet wurde, weitere Keimung erst nach Monaten.

Wegen des verschiedenen Verhaltens innerhalb der Gattung ist **Globularia** hervorzuheben.

Globularia nudicaulis keimt in 20 Tagen im Licht zu 50 pCt. aus, beginnt aber im Dunkeln zu dieser Zeit erst mit 2 pCt. sich zu regen. Nach einem Monat steigt nun die Keimzahl im Licht bis auf 60 pCt. und von da ab langsam weiter auf 65 pCt., während

---

1) Auch 3 Monate lang (bei 20°—22°) blieben die Samen unverändert, um dann am Licht bei 15° in 4 Tagen zu 100 pCt. zu keimen.

2) K. DORPH-PETERSEN, Aarsberetning fra Dansk Froekontrol 1903—1904.

	Keimung von *Epilobium roseum*																					
	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26	27	28
Hell, bis zum 9. Tag bei 20°, 1 Std. b. 30°	1	35	—	55	89	99	100	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Roth, bis zum 9. Tag bei 20°, 1 Std b. 30°	—	—	—	—	—	2	20	87	98	99	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Orange, bis z. 9. Tag bei 20°, 1 Std. b. 30°	2	22	24	28	32	57	91	97	98	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Gelb, bis zum 9. Tag bei 20°, 1 Std. b. 30°	**28**	89	—	**90**	**95**	**99**	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Grün, bis zum 9. Tag bei 20°, 1 Std. b 30°	4	45	46	—	60	89	99	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Hellblau, bis z. 9. Tag bei 20°, 1 Std. b. 30°	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	3	9	—	—	—	—	—	10	11	12	14	17
Dunkelblau, b. z. 9 Tg. bei 20°, 1 Std. b. 30°	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	3	18	34	48	61	79
Violett, bis zum 9. Tag bei 20°, 1 Std b. 30°	—	—	—	—	—	—	—	6	12	16	19	20	—	21	27	30	32	33	38	—	44	53
Dunkel, bis zum 9. Tag bei 20°, 1 Std. b. 30°	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
Dunkel, konstant bei 20°	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—

sie im Dunkeln bei 5 pCt. nach einem Monat stehen bleibt. *Globularia cordifolia* hingegen keimt zwar etwas rascher im Licht an und erreicht dann in 22 Tagen 50 pCt., aber auch im Dunkeln 30 pCt.

Gl. vulgaris, die regelmäßig viel mehr entwicklungsfähige Samen zu enthalten scheint wie die beiden alpinen Arten, keimt noch etwas rascher an wie *Gl. cordifolia*, in 5 Tagen zu 12 pCt. im Licht, aber auch zu 10 pCt. im Dunkeln, nach 7 Tagen 34 pCt. gegen 18 pCt. (Dunkel); die weitere Entwicklung lehrt aber, daß zwar auch diese Art, wie noch sehr viel weniger deutlich *G. cordifolia*, durch Licht gefördert wird, aber doch nicht in dem Maße wie *G. nudicaulis*. Am 8. Tage sind 54 pCt. Keime im Hellen vorhanden gegen nur 20 pCt. im Dunkeln, 9. Tage 62 pCt. gegen 26 pCt. Vielleicht bedingt aber auch nur die größere Reife[1]) der Samen ihre etwas geringere Lichtempfindlichkeit gegenüber *G. nudicaulis*. Am 12. Tage betrug das Verhältnis 70 pCt. (Licht) : 35 pCt, nach 22 Tagen sind 100 pCt im Licht ausgekeimt, während die Keimung im Dunkeln nach 14 Tagen bei 37 pCt. aufhört.

Von den Kompositen scheinen die meisten leicht keimenden Samen der Pflanzen, die große Flächen, namentlich Waldblößen (vgl. auch *Epilobium angustifolium!*) bedecken, vom Licht stark abnach Tagen

---

[1]) Die Samen wurden nach langer Trockenperiode erst am 10. Oktober der Garchinger Heide entnommen; dann allerdings gleich angesetzt.

29	30	31	32	33	34	35	36	37	38	39	40	41	42	43	44	45	46	47	48	49	50	
—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	Vom 9. bis 16 Tage bei indirekt. Lichte (Maximaltemperatur 25°). Vom 16. Tage ab wieder bei 20° (nachts 10°) u. eine Tagesstunde bei 30°; nur an zwei Tagen eine Tagesstunde b. 35°. Vom 1. bis 9. Tage nur an einem Tage eine Tagesstunde bei 35°, sonst eine Tagesstunde b. 30°.
—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	
—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	
—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	
—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	
26	36	46	—	57	68	83	85	87	88	—	—	89	90	91	—	—	92	—	—	—	—	
85	88	91	—	92	—	94	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	
64	67	70	—	72	73	75	76	78	79	—	80	—	81	—	—	82	—	—	—	—	—	
—	—	—	—	13	22	56	67	72	77	—	78	82	86	—	—	—	—	—	—	—	—	
—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	

hängig zu sein. *Erigeron canadense* keimt im Licht schon am 3. Tage, am 10. Tage 55 pCt. gegen die dann erst im Dunkeln keimenden ersten 3 pCt. Das Ende der Keimung nach 20 Tagen ist 79 pCt. (Hell), 13 pCt. (Dunkel), 2 pCt. (!) blaues Licht. Im blauen Licht und Dunkeln keimen auch nach einem Monat nicht mehr. Auch hier, wie bei nachgereiftem *Epilobium angustifolium*[1]), wirkt das blaue Licht viel stärker als absolute Dunkelheit. *Achillea Millefolium* erreicht in 14 Tagen 100 pCt. im Licht, im Dunkeln auch bei längerer Nachreife nur 12 pCt. und auch nach 2 Monaten nicht mehr. Doch schon *Bellis perennis* keimt im Dunkeln am 4. Tage, um einen Tag früher als im Hellen, mit 4 pCt. an und keimt dann im Dunkeln bis zum 7. Tage bis zu 51 pCt., gegen nur 29 pCt. im Hellen, am 9. Tage 73 pCt. gegen 46 pCt.[2]).

Gnaphalium Leontopodium schließt sich, wie ich schon vor 10 Jahren feststellte, anderen Alpinen an; sie ist ziemlich unabhängig vom Licht. Wohl keimen die Samen ein wenig reichlicher im Licht an (4. Tag 21 pCt. : 14 pCt.) und wenn nach 14 Tagen im Licht 100 pCt. ausgekeimt sind, bleiben gewöhnlich im Dunkeln wenige Prozente zurück, welche eventuell verderben; beim letzten Versuche 6 pCt. Noch unabhängiger vom Licht ist *Aronicum scor-*

---

[1]) Und bei *Poa pratensis* bei 30°!

[2]) Nach 18 Tagen ist die Keimung unter allmählichem Ausgleich beendet — 90 pCt. im Licht gegen 100 pCt. im Dunkeln.

pioides, welche sehr oft Samen enthält, die nur zum kleineren Teil keimfähig sind. Bei einer Saat keimten 12 pCt. im Dunkeln, im Licht kein Same, bei einer zweiten, halbreif gesammelten und dann nachgereiften nach 9 Tagen[1]) 40 pCt. im Dunkeln und nur 8 pCt. im Licht. Daß auch hier, wie bei *Bellis,* eine Begünstigung der Keimung durch Dunkelheit vorliegt, scheint mir ziemlich sicher.

Als besonders gute Studienobjekte für die Beobachtung der Lichtwirkung bei der Samenkeimung will ich zum Schlusse noch die Samen der Gattung *Epilobium* empfehlen. Ausgangspunkt meiner Untersuchungen war das im Böhmerwald die Waldblößen rot färbende *Epilobium angustifolium.*

Läßt man die Saat einen Monat nachreifen, so sind nach 5 Tagen 66 pCt. im Licht gekeimt gegen 12 pCt. im Dunkeln und nur 2 pCt. im Blaulicht. Nach 12 Tagen steigt die Zahl im Licht auf 93 pCt., im Dunkeln aber auch auf 63 pCt., nur im blauen Lichte keimen nur 6 pCt. und auch nach 1 ½ Monaten nur noch weitere 4 pCt. Die Samen keimen frisch im Dunkeln nicht; bemerkenswert ist, daß zu einer Zeit, wo 63 pCt. im Dunkeln (mehr keimen nicht) zu keimen vermögen, nur 10 pCt. im blauen Licht keimen. *Poa pratensis* keimt mit steigender Nachreife eher im blauen Licht wie im Dunkeln (bei 20°.). *Epilobium trigonum* keimt viel langsamer (selbst bei sehr starker Belichtung erst am 20. Tage spärlich) als das nahe verwandte *E. roseum,* dessen Samen jedoch kaum ¼ so groß sind; nach 37 Tagen sind 60 pCt. gekeimt, im Dunkeln kein Same[2]). Am allerempfindlichsten — ein lebendiges Photometer — ist *E. roseum.* Eine Samenprobe, unter Magnoliabüschen des Anstaltsgartens entnommen, keimte in 9 Tagen zu 100 pCt., und im Dunkeln wärend 2 Monaten zu nicht mehr als 2 pCt.

Eine noch empfindlichere Saat wurde feuchten, aber gut belichteten Stellen des Würmufers entnommen. Diese Saat keimte im Dunkeln bei 20° überhaupt nicht. Eine Übersichtstabelle über die Wirkung der verschiedenen Farben bei dieser Saat füge ich, vorläufig ohne weiteren Kommentar, an. Die restierenden 1 bis 2 pCt. der Samen in Rot bis Grün (K 98 pCt. bis 99 pCt.) sind völlig gesund.

---

1) Nach 11 Tagen 12 pCt. gegen 46 pCt., nach 13 Tagen 20 pCt. : 56 pCt.; Endpunkt 26 pCt. : 60 pCt.

2) Nach 8 Monaten 80 pCt., im Dunkeln nichts!

Literaturverzeichnis.

Miesse, B., Experience sur l'influence de la lumière sur les plantes. Journ. d. phys. d. Bozier, 1775, Bd. VI, pag. 445.

von Humboldt, A., Aphorismen, 1794, S. 90.

Senebier, Physiol. végétale, 1797, Tom. II, S. 396—399.

Ingenhousz, Versuche mit Pflanzen, 1788, S. 23—29.

Léfébure, Sur la germinat. des plant., 1800, S. 127.

Rochleder, Phytochemie, 1804, S. 342.

Saussure, Recherch. chimiqu. sur la végétation, 1804, S. 21.

Mirbel, Elem. d. physiol. végétal., 1815, Tom. I, S. 77.

Boitard, Journ. d. la soc. d'agron. prat., 1829, S. 316.

De Candolle, Physiol. végétale, 1832, Tom. II, S. 638.

Meyen, Neu. Syst. d. Pflanzenphysiologie, 1838, S. 312.

Fleischer, Beitr. zur Lehre vom Keimen d. Samen u. Gewächse, 1851, S. 31.

Zantedeschi, Compt. rend. XVI, 1852, S. 747.

Belhomme, de la germination, 1854.

Heiden, Abhandl. üb. d. Keim. d. Gerste, 1859, S. 45.

Caspary, Bulliarda aquatica D. C. Schrift. der physik. ökolog. Gesellsch. Königsberg, 1860, S. 66. (Über die Keimung im Licht S. 82.)

Caspary, Über Samen und Keimung von *Pinguicula vulgaris*. Schrift d. physik. ökolog. Gesellsch. Königsberg, 1867. (Privatsitzung v. 5. April 1867, S. 17.)

Nobbe, Handbuch der Samenkunde, 1876, S. 240.

Baranetzky, Das Stärke umbildende Ferment i. d. Pflanzen, 1878, S. 61.

Wiesner, D. heliotrop. Erschein. im Pflanzenreiche, Denkschr. d. k. k. Wien. Akad. d. Wiss., 1878, Bd. XXXIX, S. 48.

Haberlandt, D. allgem. landw. Pflanzenbau, 1879, S. 57—58.

Pauchon, Recherch. sur le rôle de la lumière dans la germin, 1880.

Haenlein, Üb. d. Keimkraft von Unkrautsamen. Vers.-Stat., 1880, Bd. XXV, S. 465—470.

Detmer, Vgl. Physiol. d. Keimungspr. d. Samen, 1880.

Stebler, Üb. d. Einfl. d. Licht auf d. Keimung. Vierteljahrsschrift d. naturf. Ges. in Zürich, Bd. VII, 1881, S. 157.

Mayer und van Pesch, Methodologisches aus der Praxis der Samenkontrolle. Land. Vers.-Stat., 1882, Bd. XXVIII, S. 174.

Nobbe, Fr., Übt das Licht einen vorteilhaft. Einfluß a. d. Keimung d. Grassamen. Land. Vers.-Stat. 1882, Bd. V, S. 347, 1883, Bd. XXVIII, S. 178.

Cieslar, Unters. üb. d. Einfl. d. Licht. auf d. Keim. d. Sam., Forsch. auf d. Geb. d. Agrikulturphys. 1883, Bd. VI, S. 270.

, Österr. Landw. Wochenschr. 1883, S. 30. (Keimung der Zwiebelsamen.)

Liebenberg, Üb. d. Einfl. d. intermitt. Erwärm. auf d. Keim. d. Samen, Bot. Centralbl. 1884, Bd. XVIII, S. 21—26.

Hartz, Handb. d. Samenkunde, 1885.

Wollny, Saat u. Pflege d. landw. Kulturpflanzen, 1885.

Jönsson, Frökontr.-anst. i. Lund verksamhet und år 1889, S. 15.

Atterberg, Kalmar kem. stat. o. frökontrollanst. årsberätt. för 1889—90.

Agricult. Experiment Station of Cornell University, 1889, VII, S. 57.

NOBBE, Landw. Vers.-Stat. 1891, Bd. XL, S. 73.

BURCHARD, Üb. d. Temperatur b. Keimversuchen, 1891.

HOTTER, Nachreife des Weizens, Land. Vers.-Stat. 1892, Bd. XL, S. 364.

JÖNSSON, B., Jaktagelser öfver Ljusets betydelse för fröns groning. Lunds Univ. Arsskr. Tom. XXIX, 1893.

ROSTRUP, O., Aarsberetning fra Dansk Froekontroll. 1893, 1895, 1896, 1899—1900.

WIESNER, I. D., Vergleichende physiol. Stud. über d. Keimung europ. u. trop. Arten v. *Viscum* und *Loranthus*, Sitzungsber, d. k. k. Akad. d. Wiss. i. Wien. Mathem.-naturw. Cl. Bd. 103, 1894, S. 401.

WAUGH, F. A., Vorläufiger Bericht über die künstliche Verwendung von Enzymen b. d. Keimung, Vermont Stat. Rep. 1896—97. S. 106. (Exp. Stat. Rec. 1898, 9, 843.)

G. H. HICKS u. S. KEY, Yearbook of the U. S. Dept. of Agriculture, 1897. (Apium.)

WIESNER, I., Über die Ruheperiode u. über einige Keimungsbedingungen d. Samen v. *Viscum album*, D. Bot. Ges., 1897, 15. S. 503—516.

MALDINEY u. THOUVENIN, Über den Einfluß der X-Strahlen auf die Keimung. Compt. Rend., 1898, 126, 548.

HEINRICHER, E., Ein Fall beschleunigender Wirkung des Lichtes auf die Samenkeimung, D. Bot. Ges. Bd. 17, 1899, S. 308—311.

ATTERBERG, Om inflytandet och växlande temperatur vid groningen af kulturväxternas och särskild af tallens frön, 1899.

OVERTON, Beobachtungen und Versuche über das Auftreten von rotem Zellsaft bei Pflanzen, Jahrb. f. wissensch. Bot., 1899.

RACIBORSKI, Extrait du Bulletin de l'Institut botanique de Buitenzorg, 1900. No. 6.

BURGERSTEIN, ALFR., Keimen Farnsporen bei Lichtabschluß? Wien. Illustr. Gartenzeitung, 1900, Heft 3.

TINE TAMES, Über den Einfluß d. Sonnenstrahlen auf d. Keimfähigkeit v. Samen. Landw. Jahrbücher, Bd. 29, 1900, S. 467—482.

BOKORNY, TH., Empfindlichkeit d. Enzyme (gegen Licht und Gifte). Bemerkungen über die Beziehungen ders. z. Protoplasma. Chem. Ztg. 1900, 1113, 1136.

GREEN-WINDISCH, Die Enzyme, 1901, S. 19, 22, 23, 29.

EMMERLING, O., Einwirkung des Sonnenlichts auf die Enzyme. B. d. D. Chem. Ges. XXXIV, 1901, S. 3811.

SCHULZ, N., Über die Einwirkung des Lichts auf die Keimfähigkeit d. Sporen. d. Moose, Farne und Schachtelhalme. Beih. z. Bot. Centr. Bd. XI, 1901. S. 81—97. (Ref. Bot. Centr. 1902, S. 280.)

LAURENT, EMILE. Sur le pouvoir germinatif des graines à la lumière solaire. Compt. Rend. d. l'Ac. d. Sci. d. Paris 1902, 29. Decembre 1902.

WULFF, THORILD, Botanische Beobachtungen aus Spitzbergen, 1902, S. 60 u. 65.

REMER, W., Die Keimung v. *Phacelia tanacetifolia*, Ber. ü. d. Tät. d. Samenkontrollst. Breslau, 1902—1903, S. 4.

REMER, W., Der Einfluß des Lichtes auf die Keimung von *Phacelia tanacetifolia*. D. Bot. Ges., 1904, S. 328.

HEINRICHER, E., Notwendigkeit des Lichts und befördernde Wirkung desselben auf die Samenkeimung. Beih. z. Bot. Centr. 1902, 13, 164—172.

BUSCALIONI u. POLACCI, Atti Istit. botan. Pavia Vol. VIII, 1902. (Anthocyan.)

EMMERLING, O., Über die Eiweißspaltung durch Papayotin, B. d. Chem. Ges. 1902, 35, 695.

URBAIN, E., Über den Ursprung der Kohlensäure in keimenden Samen, Compt. rend., 1904, 139, 606.

EFFRONT, I., Funktion des gebildeten Asparagins bei der Samenkeimung. Verstärkung der Diastasewirkung durch Asparagin. Bull. Soc. Chim. 1904, 3. Ser. 31, 1230.

ANDRÉ, G., Über die Veränderungen der Zusammensetzung von Samen während ihrer Reife, Compt. rend., 1904, 139, 805.

WASSILIEFF, N., Über die Bedeutung der Eiweißstoffe der Blätter bei der Bildung und Anhäufung der Eiweißstoffe beim Reifen der Samen, Russ. Journ. f. exper. Landw., 1905, 6, 400.

KINZEL, W., Über den Einfluß des Lichts auf den Erfolg der Befruchtung, Naturw. Zeitschr. f. Land- u. Forstwiss., 1905, S. 120—124.

ZALESKI, W., Beiträge zur Kenntnis der Eiweißbildung in reifenden Samen, Ber. d. D. Bot. Ges., 23, 126 (1905).

LAAGE, Bedingungen der Keimung von Farn- und Moossporen. Beih. z. Bot. Centralbl., 1906, Bd. 21, H. 1, S. 76—115.

JEGOROW, M., Über Stoffmetamorphose bei der Samenbildung von *Cucurbita maxima*, Bot. Centralbl., 101, 597 (1906).

DUMONT, I., Einfluß der verschiedenen Lichtstrahlen auf die Wanderung der Eiweißstoffe in Getreidesamen. Naturw. Rundsch., 1906, 21, 62.

ZALESKI, W., Zur Frage über den Einfluß der Temperatur auf die Eiweißbildung und Asparaginbildung der Samen während der Keimung. D. Bot. Ges. 24 (1906), S. 292.

STAHL, E., Laubfarbe und Himmelslicht, Naturw. Wochenschr., 1906, Nr. 19, S. 289.

FIGDOR, WILHELM, Über den Einfluß des Lichtes auf die Keimung der Samen einiger *Gesneriaceen*, D. Bot. Ges., 1907, H. 10, S. 582.

FISCHER, ALFR., Wasserstoff- und Hydroxylionen als Keimungsreize, D. Bot. Ges. 1907, H. 3, S. 108.

KINZEL, W., Über den Einfluß d. Lichts auf d. Keimung. „Lichtharte“ Samen, D. Bot. Ges. 1907, Bd. 25, H. 6.

The Journal of the Board of Agriculture (London), 1907, Vol. XIV, Nr. 7, 1908 (Vol. XV), Nr. 1. (Nachreife von Kartoffeln bei Belichtung und Durchlüftung.)

HEINRICHER, E., Die Beeinflussung der Samenkeimung durch das Licht, Wiesnerfestschrift, 1908, S. 263—279.

HEINRICHER, E., Die Samenkeimung und das Licht. D. Bot. Ges., 1908, S. 298.

KINZEL, W., Die Wirkung des Lichts auf die Keimung. D. Bot. Ges., 1908, Bd. 26, H. 2.

KINZEL, W., Über die Möglichkeit einer neuen Züchtungsmethode von Tabakrassen, Tropenpflanzer, 1908, Nr. 7.

BESSEY, ERNST A., The Florida Strangling Figs. 19th annual Report of the Missouri Botanic. Garden. 1909. (Printed i. advance 4. 3. 1908, S. 29.)

78. P. Boysen Jensen: Die Zersetzung des Zuckers während des Respirationsprozesses.

(Vorläufige Mitteilung.)

(Eingegangen am 5. Nov. 1908.)

Durch eine Reihe von Untersuchungen von GODLEWSKI-POLZENIUSZ, STOKLASA usw. ist es bewiesen worden, daß die Alkoholgärung und die intramolekulare Atmung bei stärkereichen Samen durchaus identisch sind; die intramolekulare Atmung aber bildet, wie es schon von PFEFFER 1878 ausgesprochen worden ist, den Ausgangspunkt der normalen Atmung.

Die Zersetzung des Zuckers bei der Alkoholgärung ist aber nicht ein einheitlicher Prozeß, sondern kann, wie ich gefunden habe, in zwei Prozesse zerlegt werden. Als Zwischenprodukt entsteht nämlich Dioxyaceton.

Erstens kann das Auftreten des Dioxyacetons bei der Alkoholgärung nachgewiesen werden. Durch Zusatz von Hydroxylaminchlorhydrat entsteht in kleiner Menge das Oxim des Dioxyacetons. Nach Beendigung der Gärung kann das Dioxyaceton durch Zusatz von Essigsäure und Methylphenylhydrazin als Dioxyacetonmethylphenylosazon identifiziert werden.

Zweitens ist, wie schon ältere Forscher, VAN DEEN, GRIMAUX und andere gefunden haben, das Dioxyaceton vergärbar. Bei Vergärung einer Dioxyacetonlösung, durch Oxydation des Glyzerins mit Wasserstoffsuperoxyd und Ferrosulfat nach FENTON-JACKSONs Methode hergestellt, konnte ich als Gärungsprodukte Alkohol und Kohlensäure nachweisen.

Das Schema der Alkoholgärung ist daher

$$\text{Dextrose} \longrightarrow \text{Dioxyaceton} \longrightarrow \begin{cases} \text{Kohlensäure} \\ \text{Alkohol} \end{cases}$$

Die Zymase ist daher auch nicht einheitlicher Natur. Sie kann in zwei verschiedene Enzyme zerlegt werden: die Dextrase und die Dioxyacetonase. Bei der Vergärung — durch Hefe — des Zuckers, in Glyzerin statt in Wasser gelöst, wirkt nur die Dextrase, und es findet. wie ich nachweisen konnte, eine Ansammlung von Dioxyaceton statt. Die Dioxyacetonase konnte ich durch Behandlung der Hefe mit Alkohol isolieren.

Statt durch Dioxyacetonase konnte ich auch durch Oxydase das Dioxyaceton zersetzen. Es findet dabei eine Aufnahme von Sauerstoff und Bildung von Kohlensäure — aber nicht von Alkohol — statt. Da die Oxydase weder Zucker noch Alkohol angreift, muß man schließen, daß bei der normalen Atmung das Dioxyaceton den Angriffspunkt für den Sauerstoff bildet. Durch Zusatz von Oxydase zu einer gärenden Flüssigkeit konnte ich daher die normale Atmung synthetisch darstellen: Durch die Dextrase der Hefe wird der Zucker in Dioxyaceton zersetzt; das Dioxyaceton aber wird durch die Oxydase bei Aufnahme von Sauerstoff weiter zerlegt. Der Quotient $\frac{J}{N}$, der bei der Alkoholgärung ca. 1 ist, sinkt daher bedeutend, ich konnte ihn bis $^1/_2$ hinunterbringen.

Die Zersetzung des Zuckers bei der Atmung gestaltet sich daher folgendermaßen:

$$\begin{tikzcd}
\text{Dextrose} \arrow[r] & \text{Dioxyaceton} \arrow[d] & + \ \text{Sauerstoff} \arrow[r] & \left\{\begin{array}{l}\text{Kohlensäure}\\ +(\text{Wasser})\end{array}\right. \\
& \begin{array}{c}\text{Kohlensäure}\\ +\ \text{Alkohol}\end{array} & &
\end{tikzcd}$$

Pflanzenphysiologisches Laboratorium der Universität Kopenhagen.

---

79. Hugo de Vries: Über die Zwillingsbastarde von Oenothera nanella.

(Eingegangen am 7. November 1908.)

Wenn man *Oenothera Lamarckiana* mit einer verwandten Art kreuzt, so entstehen in manchen Fällen aus derselben Kreuzung zwei verschiedene Bastarde[1]). Sie unterscheiden sich von einander namentlich durch die Blätter. Diese sind bei der einen Form, der *Laeta*, breit, glatt und glänzend grün, bei der anderen, der *Velutina*,

---

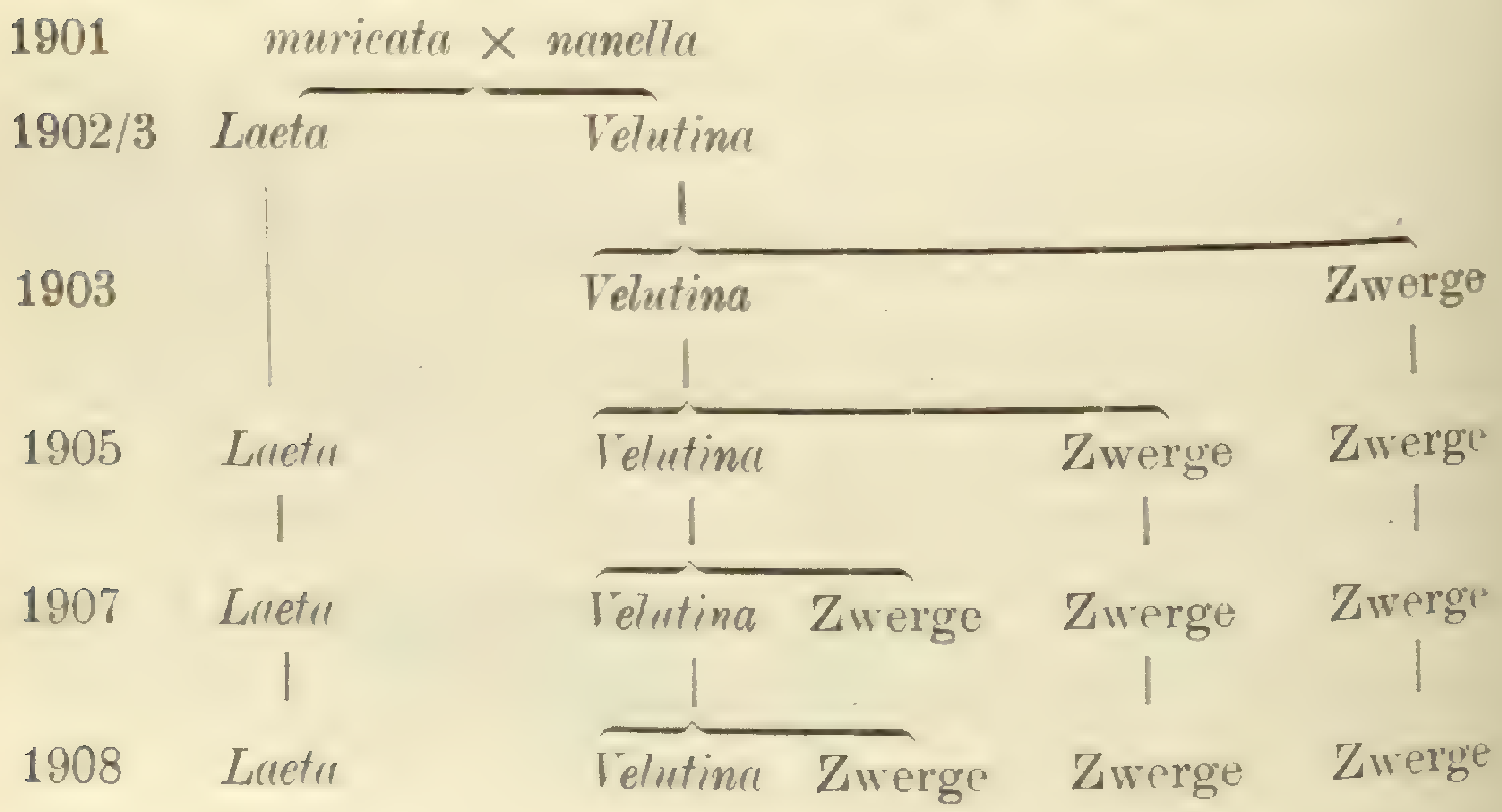
1) On Twin Hybrids. Botanical Gazette, Vol. 44, S. 401, Dez. 1907.

aber schmal, rinnig und graugrün. Die *Laeta* hat gewöhnlich nur spärlichen, oft kaum ausreichenden Blütenstaub, während der Pollen der *Velutina* reichlich ausgebildet zu sein pflegt. Diese Zwillingsbastarde entstehen aus einer und derselben Kreuzung in ungefähr gleicher Anzahl. Sie bleiben in ihren Nachkommen konstant, wie denn überhaupt die Bastarde der Oenotheren konstant zu sein pflegen. Eine Ausnahme bildet bekanntlich nur die *O. brevistylis*, welche sich nach der MENDELschen Regel spaltet[1]).

Benutzt man für die Kreuzung *Oenothera nanella*, anstatt *O. Lamarckiana*, so entstehen dieselben Zwillinge, während sich das Zwergmerkmal in der ersten Generation latent verhält (Bot. Gaz. l. c. S. 403). In den folgenden Generationen erscheint es aber wieder, und zwar in denen der *Velutina*, nicht aber in den Nachkommen der *Laeta*. Einmal abgespaltet sind die Zwerge konstant.

Für meinen Versuch wählte ich die *O. muricata* L. und kreuzte sie im Jahre 1901 mit dem Blütenstaub der *O. nanella*. Die Nachkommen habe ich dann durch fünf Generationen kultiviert. Ich erhielt dabei den folgenden Stammbaum:

Stammbaum von *Oenothera muricata* × *Oenothera nanella*.


1901
muricata × *nanella*
1902/3
Laeta
Velutina
1903
Velutina
Zwerge
1905
Laeta
Velutina
Zwerge
Zwerge
1907
Laeta
Velutina
Zwerge
Zwerge
Zwerge
1908
Laeta
Velutina
Zwerge
Zwerge
Zwerge

Dieser Versuch zeigt, daß die *Laeta* in den weiteren Generationen einförmig und konstant bleibt, während die *Velutina* sich alljährlich spaltet. Sie spaltet sich aber nur in Bezug auf das Merkmal der Statur; alle übrigen Merkmale, welche ihren *Velutina*-Charakter ausmachen, bleiben auch in den Zwergen erhalten. Diese sind also keine reinen *O. nanella*; sie haben zwar dieselbe Höhe, sind aber graugrün und haben rinnige Blätter und kleine sich selbst befruchtende Blüten. Sie sollen deshalb mit einem besonderen Namen belegt werden und *Oenothera murinella* heißen. Dieser Name ist nach der auch sonst für Bastarde üblichen Nomenklatur aus *muricata* und *nanella* abgeleitet.

---

[1]) Die Mutations-Theorie. Bd. II, S. 151.

Die für meine Versuche benutzte *O. muricata* ist die in den Dünen Hollands und sonst in Europa allgemein wachsende Form, welche vor etwa zwei Jahrhunderten aus Kanada eingeführt worden ist. Sie ist wahrscheinlich die Form, auf welche LINNÉ seine Beschreibung gegründet hat. Andere Unterarten derselben ziemlich polymorphen Großart sammelte ich in Illinois, Kansas, Indiana und sonst in den Vereinigten Staaten. Die *O. nanella* entnahm ich der im Jahre 1895 durch Mutation in meinem Garten aus *O. Lamarckiana* hervorgegangenen und seitdem konstanten Rasse.

Die im Jahre 1901 gemachte Kreuzung habe ich 1905 und 1907 mit Pflanzen von gleicher Herkunft wiederholt, um die Zusammensetzung der ersten und zweiten Generation eingehender studieren zu können. Die Samen der 1905 gemachten Kreuzung säete ich teilweise 1907, teils aber 1908 aus.

Tabelle I.

Zusammensetzung der ersten Generation der Bastarde von *O. muricata* × *O. nanella*.

Kreuzung	Kultur	Anzahl der Exemplare	*Laeta* in pCt.	*Velutina* in pCt.	Zwerge
1901	1902	24	25	75	0
1905	1907	59	58	42	0
1905	1908	75	48	52	0
1907	1908	80	51	49	0
	Zusammen	238	49 pCt.	51 pCt.	0

Die Anzahl der Exemplare im Jahre 1902 war offenbar eine zu geringe für eine genaue Ermittelung des Prozentsatzes. Es waren 24 blühende Pflanzen, während ich im ganzen 228 junge Individuen erzog, unter denen ich mich überzeugen konnte, daß Zwerge durchaus fehlten.

Aus dieser Tabelle ersieht man, daß die Zwillingsbastarde in annähernd gleicher Anzahl entstehen und daß in der ersten Generation keine Zwerge auftreten.

Wie bereits bemerkt wurde, hat die *Laeta* oft kaum ausreichenden Pollen. Dementsprechend setzten die Pflanzen aus der ersten Kreuzung bei künstlicher Selbstbefruchtung im ersten Jahre überhaupt keine Samen an, und gelang es mir nur, aus einem zweijährigen Exemplare, also 1903, einige Samen zu gewinnen. Von diesen keimten nur drei; zwei von ihnen haben geblüht, während das dritte bis zum Winter eine Rosette blieb. Alle drei waren *Laeta*. Die aus der zweiten Kreuzung im Jahre 1907 hervorgegangenen *Laeta* setzten etwas mehr Samen an, und aus ihnen erhielt ich vierzig blühende Pflanzen der zweiten Generation. Alle waren *Laeta*; Zwerge gab es nicht. Die dritte und vierte Generation kultivierte ich 1907 und 1908 in 57 resp. 120 Exemplaren, von denen die meisten geblüht haben. Alle waren *Laeta* von hoher Statur.

Die Anzahl der kultivierten Exemplare beträgt also für die 2., 3. und 4. Generation 43 + 57 + 120 = 220. Sie beweisen die völlige Konstanz und Einförmigkeit dieser Linie.

Im Sommer 1908, als die *Laeta*-Pflanzen alle besonders kräftig und schön waren, Hunderte von Blüten entfalteten und im September eine Höhe von über zwei Meter erreichten, habe ich die erste, zweite und vierte Generation genau miteinander und mit den *Laeta*-Abkömmlingen aus der Kreuzung von *O. muricata* mit *O. Lamarckiana* verglichen. Sie bildeten alle zusammen nur einen Typus, der durch breite, glatte, glänzend grüne, flach ausgebreitete Blätter und Bracteen, durch dünne Blütenknospen, dünne reingrüne, schwach kegelförmige unreife Früchte mit vier deutlichen Zähnchen und durch spärlichen Blütenstaub in den gut ausgebildeten Antheren, scharf und deutlich von der *Velutina* verschieden war. Die letztere ist, sowohl aus *O. muricata* × *nanella* als aus *O. muricata* × *Lamarckiana*, stets etwas weniger hoch und stärker behaart, was namentlich auf den jungen Früchten auffällt. Durch diese Behaarung sind die Blätter mehr oder weniger grau grün, doch zeichnen sie sich am meisten durch die rinnige Zusammenbiegung entlang dem Hauptnerven aus. Auch sind sie meist abwärtsgerichtet, statt auswärts. Die Blütenknospen sind dick, rund, rötlich angelaufen; die unreifen Früchte im oberen Teile zusammengedrückt, wie geschnabelt. Alle diese Merkmale unterliegen einer stark fluktuierenden Variabilität, welche bisweilen transgressiv ist, und so die Entscheidung für die an der Grenze stehenden Individuen erschwert. In Gruppen von 20—30 oder mehr Exemplaren sind die Unterschiede aber stets klar und unzweifelhaft.

Die *Velutina* habe ich aus der 1901 gemachten Kreuzung während fünf Generationen kultiviert. Mit Ausnahme der ersten traten stets Zwerge auf, trotz der künstlichen Selbstbefruchtung. Die Zwerge haben, abgesehen von der Statur, die Merkmale der *Velutina* und fallen namentlich durch die rinnigen Blätter von graugrüner Farbe auf. Ihre Blüten sind im Anfang des Sommers von derselben Größe wie diejenigen ihrer hohen Schwester. Die Zwerge fangen aber schon bei 10—15 cm Höhe an zu blühen und erreichen am Schluß der Blütezeit selten mehr als 50 cm Höhe.

Ich fand die folgenden Zahlenverhältnisse:

Tabelle II.

Spaltung der *Velutina* während der zweiten bis fünften Generation.

Generation	Kultur	Anzahl der Samenträger	Anzahl der Exemplare	Exemplare m. hoh.Stat. in pCt.	Zwerge in pCt.
2.	1903	3	106	48	52
3.	1905	2	241	44	56
4.	1907	4	492	36	64
5.	1908	2	116	29	71
	Zusammen	11	955	38 pCt.	62 pCt.

Man ersieht aus dieser Tabelle, daß die *Velutina* bei reiner Befruchtung alljährlich Zwerge abspaltet und zwar in einem nur wenig wechselnden Verhältnisse. Etwas mehr als die Hälfte der Individuen werden jährlich zu Zwergen. Die Nachkommen der elf Samenträger wurden jedesmal getrennt untersucht; in allen trat dieselbe Spaltung auf.

Die Zwerge habe ich in zwei Linien auf ihre Konstanz geprüft. In der ersten erhielt ich aus fünf selbstbefruchteten Zwergen des Jahres 1903 zusammen 23 Samen und Pflanzen, und in den beiden folgenden Generationen 137 und 58 Individuen, zusammen also 218 Exemplare, welche ausnahmslos *Murinella* waren. In der zweiten Linie befruchtete ich 1905 und 1907 jedesmal zwei Zwerge und erhielt in der zweiten Generation 269 und in der dritten 59 Individuen, welche gleichfalls alle *Murinella* waren. Im ganzen wurde die Konstanz der Zwerge somit in 536 Exemplaren geprüft.

Zusammenfassend folgere ich aus dem Mitgeteilten:

1. Die erste Generation aus der Kreuzung *O. muricata* ×

O. nanella besteht zu annähernd gleichen Teilen aus *Laeta* und *Velutina*.

2. Die *Laeta* bleibt in weiteren Generationen konstant.
3. Die *Velutina* spaltet alljährlich etwa zur Hälfte Zwerge ab, welche übrigens dieselben Merkmale führen.
4. Die Zwerge bleiben nach ihrer Abspaltung in den weiteren Generationen konstant.

Es entsteht nun die Frage, durch welche Ursachen die Spaltung der *Velutina* bedingt wird. Um diese zu beantworten, habe ich im Sommer 1905 in der dritten Generation einige Kreuzungen ausgeführt. Ich ging dabei von den folgenden Überlegungen aus:

Bei den MENDELschen Kreuzungen erhält man ein Verhältnis von je 50 pCt., wenn man einen Bastard mit einem seiner Eltern kreuzt. Es handelt sich um die bekannte, für ein einzelnes Merkmal geltende Formel (a × b) × a. Obgleich die Oenotheren nun im allgemeinen den MENDELschen Regeln nicht folgen, dürfte hier dennoch ein analoger Fall vorliegen.

Diese Folgerung ergibt nun, daß in erster Linie als Erklärung anzunehmen ist, dass in unserer *Velutina* die Samenknospen und der Blütenstaub nicht dieselben erblichen Eigenschaften haben.

Die einen müssen sich verhalten wie a × b, d. h. wie Bastarde, die anderen wie a, d. h. als reiner Typus; und zwar muß der reine Typus ein solcher sein, daß er mit dem anderen teils Bastarde von hoher Statur, teils Zwerge gibt. Wir werden dadurch dazu geführt, dem reinen Typus die Eigenschaften der Zwerge zuzuschreiben.

Es fragt sich nun zunächst, welches von den beiden Sexualorganen den reinen und welches den Bastardtypus führt. Es leuchtet ein, daß man die ersteren ohne Änderung des Erfolges durch die entsprechenden Teile der Zwerge, also der *Murinella*, muß ersetzen können. Es handelt sich somit um die Erfolge der reziproken Kreuzungen zwischen der *Velutina* und der *Murinella*.

Vier Exemplare der *Velutina* wurden in der dritten Generation mit dem Blütenstaub der *Murinella* von gleicher Abstammung unter der üblichen Fürsorge befruchtet. Die Aussaat ergab im Jahre 1907:

Tabelle III.

Kreuzung von *Velutina* mit *Murinella*.

Mütter.	Anzahl der Kinder.	pCt. Zwerge.
Nr. 1	129	69
„ 2	134	56
„ 3	132	61
„ 4	113	59
Zusammen	508	61 pCt.

Dieses Ergebnis stimmt genau mit demjenigen der Tabelle II überein. Der Blütenstaub der *Velutina* kann also durch denjenigen der Zwerge ersetzt werden, ohne daß dadurch das Ergebnis der Befruchtung geändert würde. Ich folgere daraus, daß der Pollen der *Velutina* dieselben erblichen Eigenschaften hat, wie derjenige der Zwerge von gleicher Abstammung. Zu erinnern ist, daß beide Typen sich nur in Bezug auf die Statur voneinander unterscheiden; alle übrigen Eigenschaften sind in beiden dieselben.

Die reziproke Kreuzung wurde in derselben Kultur an vier Zwergen ausgeführt. Nach Kastration und Befruchtung mit dem Blütenstaub der *Velutina* erhielt ich 58, 56, 115 und 51, zusammen also 280 Keimlinge, welche sämtlich ausgepflanzt wurden und im Sommer 1907 blühten. Sie waren ausnahmslos Zwerge. Es können also auch in diesem Versuch der Pollen der Zwerge und derjenige der *Velutina* gewechselt werden, ohne Einfluß auf das Ergebnis. Die obige Folgerung findet also hier eine volle Bestätigung.

Die Kreuzung *Velutina* × *Murinella* habe ich 1907 in der vierten Generation wiederholt, sie ergab auf 202 Pflanzen 51 pCt. Zwerge.

Kehren wir jetzt zu der oben vorausgesetzten Analogie mit der Formel (a × b) × a zurück, so ergibt sich, daß die Eizellen der hohen *Velutina* Bastardnatur haben (a × b), während der Pollen die reinen erblichen Eigenschaften der Zwerge trägt. Bei der Selbstbefruchtung entstehen dadurch zur Hälfte die hohen Bastarde und zur anderen Hälfte die reinen, in weiteren Generationen konstanten Zwerge.

Eine Bestätigung dieses Ergebnisses gab mir die Kreuzung der *Velutina* mit *O. nanella*, d. h. also mit Zwergen von reiner Abstammung aus *O. Lamarckiana*. Ich habe in der vierten Generation der Bastarde aus *O. muricata* × *O. nanella*, also im Sommer 1907 die *Velutina* mit meiner reinen Rasse von *O. nanella* gekreuzt und erhielt die folgenden Zahlen:

	Anzahl der Kinder	pCt. Zwerge
O. velutina × *O. nanella*	253	57
O. nanella × *O. velutina*	33	100

Aus den mitgeteilten Erfahrungen entstand für mich die weitere Frage, wie sich in dieser Beziehung die konstante *Laeta* verhält; denn in der Formel (a × b) × a kann a auch das dominierende Merkmal bedeuten und man würde dann in der nächsten Generation die beiden Typen a × b und a nicht voneinander unterscheiden können. Wenn dann in den weiteren Generationen der Pollen stets den reinen Typus führen sollte, auch wenn die Eizellen dem Typus (a × b) entsprächen, so würde bei innerlicher Bastardnatur eine äußerlich konstante Rasse entstehen.

Diese vermutete Bastardnatur der Eizellen muß offenbar bei einer Kreuzung mit dem Blütenstaub der Zwerge ans Licht treten. Sie müssen sich den Zwergen gegenüber entweder verhalten wie die Eizellen der *Velutina* und somit etwa zur Hälfte Zwerge liefern, oder aber es müssen nur Bastarde von hoher Statur entstehen. Es leuchtet ferner ein, daß es gleichgültig sein muß, ob man den Blütenstaub der *Murinella* oder denjenigen der hohen *Velutina*, oder auch denjenigen der reinen *O. nanella* benutzt. Ich habe diese drei Kreuzungen im Sommer 1907 ausgeführt und dazu teils *Laeta* von der ersten, teils aber solche aus der dritten Generation gewählt.

Tabelle IV.

Befruchtung von *Laeta* mit Blütenstaub mit Zwerg-Eigenschaften.

	Anzahl der Mütter	Anzahl der Kinder	pCt. Zwerge
Laeta 1. Gen. × *O. murinella*	1	114	49
„ 3. „ × *O.* „	1	300	48
„ 3. „ × *O.* „	2	630	54
„ 1. „ × *O. nanella*	1	77	40
„ 3. „ × *O.* „	1	305	61
„ 3. „ × *O. velutina*	2	327	50
Summe und Mittel	8	1753	50 pCt.

Die Eizellen der *Laeta* verhalten sich in diesen Versuchen also so, wie diejenigen der *Velutina* und haben somit in Bezug auf das Zwerg-Merkmal gleichfalls Bastardnatur.

Es ergibt sich hieraus die merkwürdige Folgerung, daß äußerliche Konstanz einer Rasse nicht immer ein vollgültiger Beweis für beiderseitige Reinheit der Sexualorgane ist.

Nach den obigen Auseinandersetzungen ist nun anzunehmen, daß der Blütenstaub der *Laeta* in Bezug auf das Statur-Merkmal die erblichen Eigenschaften der hohen Formen führt und bei Kreuzungen über die Bastardnatur der Eizellen dominiert.

Würden diese Kreuzungen den MENDELschen Regeln folgen, so läßt sich berechnen, daß in der dritten Generation nur ein Viertel der Individuen Eizellen von Bastardnatur haben sollten. In der obigen Tabelle sind aber sechs Individuen der dritten Generation verzeichnet, welche alle dieselbe Spaltung zeigten.

Daß die Erblichkeits-Verhältnisse trotz der Uebereinstimmung in einigen Punkten hier wesentlich anderer Natur sind[1]), läßt sich in einfacher Weise durch Ausführung der reziproken Kreuzungen beweisen. Ich habe diese im Sommer 1907 in derselben Weise ausgeführt, wie die Versuche der Tabelle IV.

Tabelle V.

Befruchtung von Zwergen mit *Laeta*.

	Anzahl der Mütter	Anzahl der Kinder	pCt. Zwerge
O. murinella × *Laeta* 1. Gen.	5	40	100
O. „ × „ 3. „	2	52	100
O. nanella × „ 1. „	1	134	100
Zusammen	8	226	100

Der Blütenstaub der *Laeta* gibt mit Zwergen also keine Bastarde hoher Statur, sondern nur Zwerge. Er ist also den reinen Sexualzellen der Zwerge gegenüber rezessiv, während er über die Bastardnatur der eigenen Eizellen dominiert.

Zusammenfassend folgere ich aus dem letzten Teile dieses Aufsatzes für die Nachkommen der Kreuzung *O. muricata* × *O. nanella* das Folgende:

1. Die Eizellen der konstanten *Laeta* und der sich spaltenden *Velutina* haben Bastardnatur und geben dementsprechend mit Blütenstaub von Zwergen etwa zur Hälfte hohe Nachkommen und zur Hälfte Zwerge.

---

[1]) Vgl. Die Mutations-Theorie, Bd. II.

2. Der Blütenstaub der *Velutina* hat die reinen erblichen Zwerg-Eigenschaften.
3. Der Blütenstaub der *Laeta* hat die erblichen Eigenschaften der hohen Statur. Diese dominieren über die Bastardnatur der eigenen Eizellen, sind aber den Eizellen reiner Zwerge gegenüber rezessiv.

80. Otto Müller: Die Ortsbewegung der Bacillariaceen. VI.

(Eingegangen am 13. November 1908.)

Eine Marburger Inaugural-Dissertation von OTTO HEINZERLING, Bau der Diatomeenzelle, die als Heft 69 zugleich in der Bibliotheca botanica erschienen ist, veranlaßt mich an dieser Stelle nochmals auf die Frage der Ortsbewegung der Bacillariaceen einzugehen. Schon im Vorwort bemerkt O. HEINZERLING: seine Untersuchungen haben gezeigt, daß meine Bewegungstheorie nicht vollständig für die Erklärung der Bewegungsvorgänge ausreicht. Zugleich aber bekennt er, daß „alle Versuche, Organe aufzufinden, die man außer den bisher als Bewegungsorgane gedeuteten als Bewegungsorgane ansprechen könnte, fehl schlugen.“ Seine Kritik kennzeichnet sich daher von vornherein im wesentlichen als negativ; welche anderen Verhältnisse Platz greifen und wie dieselben mit den sicher zu beobachtenden Tatsachen in Übereinstimmung zu bringen sind, führt er nicht aus.

Meine Bewegungstheorie wurde zunächst für die in meinen verschiedenen Arbeiten genannten Arten aufgestellt. Ich stehe aber nicht an, dieselbe auf alle mit einer echten Rhaphe (Pinnularien- oder Kanalrhaphe[1])) ausgestatteten Gattungen und Arten auszudehnen. Auf eine Bezugnahme O. HEINZERLINGs, meine Ansicht über die Atmung betreffend, bemerke ich vorweg: die Vermutung, daß der austretende Plasmastrom die Funktion der Atmung versehen könnte und die Ortsbewegung dann eine Nebenerscheinung sei, habe ich in meiner ersten Arbeit über die Ortsbewegung[2]) ausgesprochen. Sie gründete sich darauf, daß auch gestielte (Cocconemeen, Achnantheen u. a.) oder festsitzende Arten (Cocconeiden, Epithemien u. a.) eine Rhaphe besitzen. Nachdem aber festgestellt war, daß diese Arten nur einen Teil ihres Lebens unbeweglich zubringen, zu anderen Zeiten aber frei leben, ließ ich diese Vermutung fallen und habe in anderen Arbeiten die Rhaphe als das mit der Funktion der Ortsbewegung betraute Organ, als „Bewegungsorgan“ angesprochen und bezeichnet. Daß das austretende Plasma auch atmet, ist dabei ein notwendiges Korrelat.

---

[1]) O. MÜLLER, Ortsbewegung III. Sitzungsberichte d. Deutsch. Botan. Gesellschaft. 1896. S. 55.

[2]) O. MÜLLER, Durchbrechungen d. Zellwand in ihren Beziehungen zur Ortsbewegung. Sitzungsberichte. 1889. S. 178.

O. HEINZERLING stützt seine Einwände gegen meine Auffassung, daß bei allen mit einer Rhaphe versehenen Bacillariaceen Plasmaströme die motorischen Kräfte liefern und die Ortsbewegung veranlassen, auf folgende Beobachtungen:

1. Bisweilen sind bei Pinnularien, die in der Schalenansicht beobachtet werden, die Strömungen der Zellbewegung gleichgerichtet, müssen ihr folglich entgegenwirken.
2. Bei *Nitzschia*- und *Navicula*-Arten werden häufig Tuschebröckchen oder andere Fremdkörper an der Rhaphe bzw. dem Kiel so verschoben, daß die Bewegung dieser Körper derjenigen der Zelle gleichgerichtet ist: es fließen demnach die Strömungen nicht immer, wie es die Theorie erfordert, der Bewegungsrichtung entgegen.
3. Die Theorie gibt ferner keine Erklärung für die oben beschriebenen Drehungen der Zelle um die Apikalachse . . . . Noch weniger ist das Aufrichten der kurzen Zellbänder von *Pleurostauron acutum* mit der Theorie in Einklang zu bringen.

Die von O. HEINZERLING erwähnten Beobachtungen sind nicht neu; schon 1865 veröffentlichte MAX SCHULTZE[1]) als Ergebnis seiner Versuche an verschiedenen Naviculeen, Pleurosigmen, Pinnularien, Surirellen, Nitzschien, mit Karminpulver, welches er dem Wasser zusetzte, unter anderm:

a) Das Gleiten von Karminkörnchen an der Rhaphe findet statt sowohl während der Bewegung der Zelle, als auch während der Ruhe; dasselbe kann an jedem Punkte der Rhaphe beginnen, doch muß eine direkte Berührung des Körnchens mit der Rhaphe stattfinden.

b) Dabei kann mitten im Laufe ein Stillstand oder eine Umkehr stattfinden. Letztere kann dadurch veranlaßt werden, daß

---

1) Archiv f. mikrosk. Anatomie. 1865. Bd. 1 S. 1 ff. Vgl. auch FOCKE. Physiol. Studien. Heft 2. 1854.

ein zweites Körnchen dem ersten entgegenläuft und nun beide denselben Weg verfolgen[1]).

c) Während der Zellbewegung werden Körnchen an der Rhaphe entweder in derselben Richtung in der die Diatomee sich bewegt, nur schneller, verschoben, oder sie schlagen die entgegengesetzte Richtung ein. Das gilt sowohl für die dem Beobachter zugewandte, als für die abgewandte Rhaphe.

d) Bei platten Diatomeen, deren Rhaphe sich auf der schmalen Seite befindet, *Nitzschia*, *Tryblionella* begrenzt sie in der Ruhelage den rechten und den linken Rand; wollen diese Diatomeen sich bewegen, so müssen sie sich aufrichten (umdrehen). M. SCHULTZE beobachtete in der Ruhelage an Nitzschien die Bewegung der Fremdkörper gleichzeitig auf beiden Raphen. Entweder glitten dieselben an beiden Rhaphen in gleicher Richtung bis zum Ende, traten aber den Rückweg gewöhnlich nicht gleichzeitig auf beiden Seiten an; eine eilte der anderen voraus. Nicht selten haben die Körper auf der einen Seite bereits den Rückweg angetreten, während die der anderen auf dem Hinwege sich befinden; es laufen dann auf beiden Seiten entgegengesetzte Bewegungen ab. Dieser Umstand beweist die Selbständigkeit der Bewegungserscheinungen auf jeder Seite.

e) Ein Fremdkörper, der an einem Ende der Diatomee eintrifft, umkreist niemals das Ende, um von einer Rhaphe auf die andere zu gelangen; er bleibt stets auf derselben Seite, woraus wiederum die Selbständigkeit der Bewegungen an jeder der beiden Rhaphen hervorgeht.

MAX SCHULTZE betrachtet durch seine Versuche für erwiesen, daß eine klebrige organische Substanz, welche in lebender Bewegung begriffen ist, an der Rhaphe der Diatomeen zu Tage tritt. Diese Substanz könne nur Protaplasma sein, welches durch Oeffnungen der Schale hervortreten und durch dieselben auch wieder zurückgezogen werden muß. So gut wie dies Protoplasma ansehnlich große Körper fortbewegt, würde dasselbe auch genügen die kriechenden und mannigfach komplizierten Bewegungen der Diatomeen selbst zu erklären. Das an der Rhaphe zutage tretende Protoplasma hat also die Bedeutung einer Art Fuß, auf welchem die Diatomee kriecht.

---

[1]) Dies habe ich nur bei Diatomeen mit einer Kanalrhaphe gesehen (Nitzschien u. a.), niemals bei Pinnularien. Der Grund liegt in dem verschiedenen Bau dieser beiden Rhaphe, wie ich im folgenden Aufsatze ausführen werde.

Die vorstehenden Beobachtungen und Schlüsse dieses ausgezeichneten Forschers streifen fast unmittelbar an die Erkenntnis der Ursachen der Bewegung; hätte MAX SCHULTZE die Pinnularien-Rhaphe näher untersucht, dann würde er vermutlich nicht zu der Ansicht gelangt sein, daß das hervortretende Protoplasma eine Art Fuß sei auf dem die Diatomee kriecht, sondern daß es mittels der Rhaphe in bestimmte Bahnen geleitet, strömt. — Zu dieser Überzeugung gelangte ich durch meine Untersuchungen über den Bau dieser äußerst komplizierten Rhaphe. Die Plasmaströme gaben mir dann auch den Schlüssel zur weiteren Erklärung der von M. SCHULTZE beobachteten Tatsachen. Ich habe denselben bereits 1889 in meiner ersten Arbeit[1]) Rechnung getragen, was O. HEINZERLING aber, wie auch die Beobachtungen MAX SCHULTZES, einfach unbeachtet läßt. Dort führte ich, die Pinnularien-Rhaphe betreffend, wörtlich aus:

> „Die Anordnung der Plasmabahnen in je zwei, vom Zentrum nach den Enden oder entgegengesetzt gerichtete Stränge auf jeder Schale, Fig. 15, ist für die Bewegungsmechanik der Zelle von hoher Bedeutung. Strömt das Plasma in zentrifugaler oder in zentripetaler Richtung in allen vier Bahnen gleichzeitig und gelangen an seiner Oberfläche gleiche motorische Kräfte zur Wirkung, dann ist die Richtung der Resultierenden auf beiden Seiten des Zentrums entgegengesetzt, die motorischen Kräfte halten Gleichgewicht und die Zelle steht still; trotz der Ruhelage aber werden Fremdkörper an der Rhaphe verschoben, was mit den sicher beobachteten Tatsachen übereinstimmt. Wenn aber das Gleichgewicht gestört wird, sei es infolge von Polarität[2]), von gleichsinniger Richtung der Resultierenden in den vier Strombahnen[3]), von ungleich großen motorischen Kräften in einzelnen Strombahnen bei ungleicher Richtung[4]) der Resultierenden, so muß Bewegung erfolgen sobald die motorischen Kräfte oder das sich ergebende Plus derselben den Widerstand des umgebenden Mediums zu überwinden vermögen. Auch die glaubwürdig beobachtete Tatsache, daß Fremdkörper in der Bewegungsrichtung der Zelle an der Rhaphe verschoben werden können, ist durch die Selbständigkeit der

---

[1]) Durchbrechungen. A. a. O. S. 177.

[2]) Nur von einem der beiden Pole ausgehenden Strömungen, der gewöhnliche Fall.

[3]) oder auch nur in zwei Bahnen, oder in einer.

[4]) Entgegengesetzter Richtung.

einzelnen Strombahnen erklärlich; die Stromrichtung kann auf einer Bahn der Stromrichtung der anderen Bahn entgegengesetzt sein und während die Zelle der Richtung folgt, welche das Plus der motorischen Kräfte bedingt, gleiten Fremdkörper auf einer der Bahnen in gleichsinniger Richtung. — Ein leichtes Schlingern des vorangehenden Pols erklärt sich aus dem S. 171 erwähnten stellenweisen Übergreifen des äußeren Falzblattes; dem zufolge strömt das Plasma in einer mehr oder weniger geschwungenen Linie und es müssen seitliche Komponenten zur Wirkung gelangen, welche die kleinen Abweichungen von der geraden im Wechsel hervorrufen. Bei polarer Anheftung bewirken gleiche Ursachen das Pendeln der Zelle[1]); die Möglichkeit einer solchen Anheftung ist durch die Fortsetzung der Polspalte bis an das äußerste Ende der Schale leicht begreiflich, Fig. 9, 15d. — Bei der Anordnung der Strombahnen hat jede Störung des Gleichgewichtes der im Plasma freiwerdenden Kräfte eine Bewegung des in jenen Bahnen befindlichen Plasmas zur Folge, mögen nun chemische Umwandlungen oder molekulare Bewegungen die veranlassenden Ursachen sein. Somit werden auch die osmotischen Vorgänge, welche mit hoher Wahrscheinlichkeit in den Kammern der Riefen lokalisiert sind, soweit sie partiale Schwankungen des Turgordruckes veranlassen, zu den Komponenten der motorischen Kräfte gezählt werden müssen, freilich im anderen Sinne, als dies die osmotische Theorie voraussetzt. Die osmotisch wirksame Fläche läßt nur einen mittleren Streifen der Schale frei, die Riefenkammern umgeben die Schale allseitig, diesen unmittelbar benachbart liegen die Assimilationsorgane, die Chromatophoren, und so erscheinen sie zu einer solchen Lokalisation osmotischen Austausches an begrenzten Stellen des Zellkörpers wohl geeignet. — Wird durch den Zentralknoten ein Quantum Mittelplasma in den Außenkanal geführt, so muß ein gleiches Quantum Endplasma durch den Trichterkörper des Innenkanals angesaugt werden oder umgekehrt, je nach dem Wirkungsbereich jener Kräfte, die Stromrichtung in beiden Kanälen ist entgegengesetzt, d. h. das Plasma rotiert innerhalb der Schalenwandung; die lokomotorische Wirkung dieser Rotation ist aber abhängig von der Resultante aller an der Oberfläche der vier Strombahnen zur Wirkung gelangenden mechanischen Kräfte."

---

[1]) Siehe auch Ortsbewegung IV. Sitzungsberichte 1896, S. 127, die Erhebung auf einem der Pole betreffend.

Ich zeigte dann weiter, daß bei den mit einer Pinnularienrhaphe ausgestatteten Arten durch die Torsion des an den Polen austretenden Plasmastromes und dem dort erzeugten Wirbel[1]) die mechanische Wirkung noch kompliziert wird. — Diese Ausführungen werden von O. HEINZERLING nicht einmal erwähnt, geschweige widerlegt. Er zieht die Lebenstätigkeit der Plasmaströme nicht in Betracht und übersieht die Mannigfaltigkeit der mechanischen Wirkungen, welche Anordnung und Selbständigkeit der Strombahnen an sich bereits auszuüben vermögen, wodurch die Fähigkeit gegeben ist, kinetische Energie auf einzelne Stellen des Zellkörpers zu beschränken oder auf den entgegengesetzten Schalenflächen ungleiche Kräfte wirken zu lassen und ihn damit zum Umkippen zu bringen. Die Ströme fließen auch nicht in der Apikalachse, sondern weichen stellenweise wesentlich davon ab und zwar auf den beiden Schalen im entgegengesetzten Sinne; größer noch ist diese Abweichung bei den Nitzschien durch die schiefe Stellung ihrer Kiele. Wirkt bei solcher Stellung der Strombahnen eine einseitige Kraft ein, so ist das Umkippen des Zellkörpers die Folge. Auch das über das normale Maß vorhandene Plus der Energie, welches durch die meistens nur beanspruchte Tätigkeit von zwei der vier Bahnen, und im hängenden Tropfen durch Arbeit gegen die Schwerkraft erkennbar wird[2]) berücksichtigt HEINZERLING nicht. Bei der Kanalrhaphe, die keinen Zentralknoten besitzt und deren Bau wesentlich abweicht, sind einzelne Teile derselben Strombahn selbstständig in dem Sinne, daß sie den Strom stellenweise zum Stillstand bringen, oder auf zwei verschiedenen Strecken in entgegengesetzten Richtungen fließen lassen können: an Nitzschien beobachtete ich mitunter, daß Fremdkörper auf derselben Bahn nur bis zu einer Teilstrecke verschoben wurden und dann plötzlich stillstanden, zuweilen auch in entgegengesetzten Richtungen bewegt wurden. Ähnliches berichtete auch MAX SCHULTZE[3]). Auch die Bewegungserscheinungen einer Kolonie von *Bacillaria paradoxa*, auf die ich weiter unten zurückkomme, zeigen die weitgehende Selbständigkeit der einzelnen Kanalrhaphen.

Die von O. HEINZERLING unter 1—3 angeführten längst bekannten Erscheinungen erklären sich daher ungezwungen und

---

1) Ortsbewegung, IV. Sitzungsberichte 1896, S. 115, 116. — Kammern und Poren, IV. Sitzungsberichte 1900, S. 446.

2) Ortsbewegung IV. S. 112 und 127.

3) S. a. a. O.

können nicht kurzer Hand, wie er glaubt, meine Theorie in Frage stellen.

O. HEINZERLING erhebt dann noch einen anderen Einwand, er sagt:

4. In direktem Widerspruch mit der Stromtheorie steht es, daß ich eine Zelle von *Pinnularia nobilis* beobachtet habe, die sich längere Zeit in Gürtelbandlage bewegte, ohne daß in Tuscheemulsion irgend welche Strömungen hervorgebracht wären. Wenn auf der Außenfläche der Zelle aber Plasma strömt, das durch Reibung an dem umgebenden Medium Arbeit leistet, so muß es Tuschekörnchen, die in diesem Medium suspendiert sind, in Bewegung setzen.

Aus dem Wortlaut scheint hervorzugehen, daß O. HEINZERLING diese Beobachtung nur einmal gemacht hat; mir ist ein solches Verhalten bei meinen so zahlreichen, Jahre hindurch fortgesetzten Beobachtungen niemals begegnet; auch aus der Literatur ist mir keine bezügliche Mitteilung eines anderen Autors bekannt. Aus einer einmaligen, ihrer Natur nach unsicheren Beobachtung weitgehende Schlüsse zu ziehen, halte ich für unzulässig. Ich bezweifle auch ihre Richtigkeit; die bisher ausnahmslose Regel ist: Bewegung hat Körnchenstrom zur Folge, in der Ruhelage dagegen kann er hervorgerufen werden, aber er muß es nicht, wie aus meinen obigen Ausführungen hervorgeht. Wenn im Beginn der Bewegung der Plasmastrom noch keine Gallerte gebildet hat, die Körnchen daher dem unmeßbar dünnen Strom unmittelbar ankleben, können dieselben in der Gürtelbandlage der Zelle sehr leicht übersehen werden, da die Einstellung auf den in der projizierten Schalenmitte fließenden Strom, während der Bewegung der Zelle äußerst unsicher und bei nur wenig geneigter Lage unmöglich ist.

Nach dem Einwand Nr. 4 hält O. HEINZERLING die Möglichkeit der Ortsbewegung der Zelle ohne Einwirkung von Plasmaströmungen für erwiesen und erblickt daher in den Strömungen mindestens nicht die alleinige Ursache der Ortsbewegung. Andererseits gibt er die Existenz von Strömen zu, auch daß sie eine Bewegung der Zelle hervorrufen können. Mit anderen Worten, die Ortsbewegung ist, seiner Ansicht nach, nicht die eigentliche, ausschließliche Funktion der Rhaphe, bzw. der durch sie vermittelten und geleiteten Plasmaströme und das wirkliche Bewegungsorgan ist noch unbekannt. Die so wichtige Funktion der Ortsbewegung würde in diesem Falle durch zwei verschiedene Organe vermittelt, was an sich in hohem Maße unwahrscheinlich ist. Es ist dann aber die Frage aufzuwerfen, welche ist die eigentliche Funktion der höchst komplizierten Rhaphe und der Plasmaströme? Die Funktion der Atmung schließt O. HEINZERLING aus und darin ist ihm beizustimmen; im übrigen äußert er sich nicht über diese naheliegende Frage. Dagegen hat er nach anderen alloplasmatischen Organen, welche die Ortsbewegungen hervorrufen, eingehend gesucht, solche aber, wie schon viele Vorgänger, besonders auch MAX SCHULTZE, nicht aufgefunden, dennoch hält er die Möglichkeit ihrer Existenz ausdrücklich aufrecht. MAX SCHULTZE sagt ausdrücklich, daß alle Versuche ein äußeres Bewegungsorgan aufzufinden, vollständig gescheitert seien. Angeregt durch die schnellen Bewegungen der Naviculeen des Meerwassers, die von denen des Süßwassers nicht erreicht werden, setzte er die Untersuchungen später fort, aber völlig erfolglos; er fand wohl häufig starre haarförmige Anhänge, dieselben waren aber vollkommen bewegungslos; er betrachtete sie als parasitische Bildungen. Zum gleichen Resulat war vorher FOCKE[1]) gelangt. Gesetzt aber es seien trotz aller negativen Befunde solche Organe vorhanden, so müßten sie wie die Plasmaströme, während ihrer Tätigkeit in Tuscheemulsion eine erkennbare Reaktion hervorrufen, auch wenn die Organe selbst nicht sichtbar wären. Das Fehlen einer solchen würde daher ebenso gegen ihre Existenz sprechen, wie das angebliche Fehlen des Körnchenstromes gegen das Vorhandensein des Plasmastromes in HEINZERLINGs Einwand Nr. 4. HEINZERLINGs Beobachtung ist daher unmöglich richtig; seien es nun Ströme oder Pseudopodien, eine Reaktion müßte in dem einen wie in dem anderen Falle erfolgen. Ferner aber, um gepanzerte Massen von dem Umfange und dem hohen spezifischen Gewicht der großen Pinnularien in Bewegung zu setzen, wären jedenfalls sehr starke und zahlreiche Plasmafortsätze erforderlich. Abgesehen von der Unwahrscheinlichkeit, daß diese sich der direkten Beobachtung durchaus entziehen, müßten doch die Poren, durch welche diese Fortsätze nach außen treten, erkannt werden, wie ich bereits gegen P. HAUPTFLEISCH ausführte[2]). HEINZERLING teilt diesen Einwand auch mit, tritt aber doch für die Möglichkeit ein, daß solche Poren vorhanden sind, aber jenseits der Grenze der Sichtbarkeit liegen. Auch diese schwache Hoffnung habe ich längst in Erwägung gezogen. Diese Möglichkeit ist, den osmotischen Studien W. PFEFFERs zufolge vollkommen ausgeschlossen. Bei Erörterung der Porenfrage[1]) habe ich diese Verhältnisse eingehend behandelt. Nach PLATEAU und QUINCKE beträgt der Radius der molekularen Wirkungssphäre im kapillaren Raume 0,055 μ; durch einen Porus von 0,11 μ Durchmesser kann daher, auch unter hohem Druck, selbst eine kapillare Wasserbewegung nicht mehr erfolgen, viel weniger der Durchtritt zähflüssigen Plasmas. An den Pleurosigmenporen zeigte ich, daß dazu wahrscheinlich ein Durchmesser von mindestens 0,2 μ erfordert wird. Poren von 0,1—0,2 μ sind aber mit unseren Objektiven sicher zu erkennen.

---

[1]) Physiologische Studien. 1854. Heft 2, S. 31.

[2]) Ortsbewegung, III. Sitzungsberichte 1896, S. 58.

Die Bewegungserscheinungen einer Kolonie von *Bacillaria paradoxa* können, wie ich ausführte[2]), allein durch Plasmaströme erklärt werden, da die Kiele der Einzelindividuen mit ihrer Kanalrhaphe unmittelbar aufeinander liegen, auch sich in dieser Lage apikal verschieben; für alloplasmatische Organe anderer Natur ist daher kein Raum vorhanden. Diese, wie der Artname bezeugt, paradoxen Bewegungen sind für meine Stromtheorie von besonderer Bedeutung; sie wären ohne das Vorhandensein von Plasmaströmungen völlig unverständlich. Auch MAX SCHULTZE[3]) deutete die Erscheinungen der Verschiebung der Glieder der Kolonie durch extramembranöses Plasma als bewegende Ursache, ebenso FR. SCHÜTT[4]). Diese Erscheinungen bieten eine Fülle der interessantesten Beläge für die Vielseitigkeit der Wirkungen infolge der Lebenstätigkeit des Plasmas; die Regelung der Stromrichtung und Geschwindigkeit, die Umkehrung des Stromes, die temporäre Tätigkeit oder Ruhe der einzelnen Rhaphe und deren Selbstständigkeit, den Synchronismus u. a. mehr, wie es die Darstellungen MAX SCHULTZEs, FR. SCHÜTTs und die meinigen schildern.

Wenn ich auch das Vorhandensein anderer Bewegungsorgane als Rhaphe und Plasmaströme bei den Rhaphideen bestreite, so schließe ich doch die Möglichkeit des Vorkommens von Pseudopodialplasma bei den Bacillarien überhaupt keineswegs aus. Vielmehr habe ich dieselbe für die zentrischen Bacillarien, den *Isthmia-*, *Coscinodiscus-*, *Eupodiscus-*, *Triceratium*arten ausdrücklich zugegeben[5]). Aus den Anheftungsstellen der jungen Zellen in *Isthmia*kolonien folgerte FR. SCHÜTT[6]) die Wahrscheinlichkeit einer

---

[1]) Kammern und Poren, II. Sitzungsberichte 1899, S. 429. Kammern und Poren, III. Sitzungsberichte 1900, S. 488.

[2]) Kammern und Poren, II. Sitzungsberichte 1899, S. 447.

[3]) A. a. O. S. 21.

[4]) Dickenwachstum. PRINGHEIMs Jahrbücher Bd. XXXIII, S. 669, 671.

[5]) Kammern und Poren, II. Sitzungsberichte 1899, S. 450.

[6]) Dickenwachstum a. a. O. S. 675 ff.

Ortsbewegung. Die Möglichkeit, daß die bisher unbekannte Bestimmung der Poren und Porenkanäle dieser Arten, die ich nachgewiesen habe[1]), die Vermittlung einer beschränkten Ortsbewegung durch Pseudopodien sein könnte, ist nicht abzuweisen, den Nachweis der wirklich stattfindenden Bewegungsfähigkeit vorausgesetzt.

Ich erhob niemals den Anspruch das schwierige Problem der Ortsbewegung restlos gelöst zu haben; wichtige Fragen anatomischer und physiologischer Natur bleiben offen und würden einen dankbaren Gegenstand der Bearbeitung bilden, die ich im hohen Alter nicht mehr im erforderlichen Umfange unternehmen kann. Doch glaube ich, durch meine Arbeiten nachgewiesen zu haben, daß die Ursache der Ortsbewegung bei den Rhaphideen in der Arbeit zu suchen ist, welche austretende und durch die Rhaphe regulierte Plasmaströme gegen die Reibung des umgebenden Mediums verrichten und daß die von der Lebenstätigkeit des Plasmas erzeugte kinetische Energie vollkommen ausreicht, um die Ortsbewegung unter allen Umständen zu gewährleisten.

Wer den Bau der Rhaphe vorurteilsfrei betrachtet, wird deren Funktion als stromrichtendes Organ erkennen; schon der gröbere Bau weist offensichtlich darauf hin, mehr aber noch die feineren Strukturverhältnisse, soweit sie bisher erforscht worden sind.

Ich muß hier noch einen Irrtum HEINZERLINGs berichtigen; er sagt, nach meiner Berechnung müsse die Maximalgeschwindigkeit der Strömung das Dreifache der Geschwindigkeit betragen, mit der die Zelle sich bewegt. Das ist irrtümlich; das Ergebnis meiner Rechnung ist eine Geschwindigkeit des Plasmabandes, welche mindestens das 1,5fache der dem Zellkörper mitzuteilenden Geschwindigkeit beträgt[2]). Eine dreifache Geschwindigkeit der Ströme würde beansprucht, wenn die Rhapheströme aus Wasser beständen. Der Reibungskoeffizient des Plasmas ist aber höher als der des Wassers, er berechnet sich zu 0,11 und dieser bedingt eine Stromgeschwindigkeit von 1,5[3]) der Zellgeschwindigkeit.

In einem folgenden Aufsatze werde ich näher auf die anderweiten Einwände O. HEINZERLINGs eingehen, den Bau der Rhaphe mit den Zentral- und Endknoten betreffend.

---

[1]) Kammern und Poren, I Sitzungsberichte 1898, S. 389. *Isthmia*: S. 396. *Eupodiscus*. Kammern und Poren, II. a. a O. S. 431. *Coscinodiscus*: *Triceratium* S. 435. Kammern und Poren, IV. Sitzungsberichte 1901, S. 204. *Eupodiscus*; S. 206. *Triceratium*.

[2]) Ortsbewegung, IV. Sitzungsberichte 1896, S. 128.

[3]) Ortsbewegung, V. Sitzungsberichte 1897, S. 75.

81. C. Correns: Die Rolle der männlichen Keimzellen bei der Geschlechtsbestimmung der gynodioecischen Pflanzen.

(Eingegangen am 23. Nov. 1908.)

Versuche, über die ich an dieser Stelle schon wiederholt, zuletzt 1906[1]), berichtet habe, ergaben, daß sich bei den gynodioecischen Pflanzen die verschiedenen Geschlechtsformen aus ihren Samen vorwiegend bis ausschließlich wieder selbst hervorbringen, so daß also die Nachkommenschaft der zwittrigen Pflanzen wieder vorwiegend aus Zwittern, die der weiblichen vorwiegend aus Weibchen besteht. Es gilt das z. B. für *Silene inflata* und *Silene dichotoma*, für *Plantago lanceolata* usw. und geht auch, wenngleich nicht ganz so schlagend, aus den Versuchen RAUNKIAERs[2]) mit *Thymus vulgaris* und *Knautia arvensis* hervor. Besonders leicht und scharf war es aber für *Satureia hortensis* nachzuweisen, von der ich nur zwei Formen, eine rein weibliche und eine gynomonoecische, keine rein zwittrige, für die Versuche verwenden konnte.

Wie ich schon an anderer Stelle (08, S. 661) hervorgehoben habe, trat die Neigung dieser zwei Formen, nur Pflanzen mit demselben Geschlecht hervorzubringen, im Laufe der Untersuchung von Jahr zu Jahr deutlicher hervor; bei den heurigen Aussaaten habe ich überhaupt keine einzige Pflanze beobachtet, die in ihrem Geschlecht von der Mutterpflanze abgewichen wäre. Die Ursache für das Verschwinden der gynomonoecischen Pflanzen in der Nachkommenschaft der Weibchen ist zum Teil darauf zurückzuführen.

---

[1] Im folgenden zitiere ich von früheren Arbeiten:

1905. Weitere Untersuchungen über die Gynodioecie. Diese Berichte. Bd. XXIII, S. 452.

1906. Die Vererbung der Geschlechtsformen bei den gynodioecischen Pflanzen. Diese Berichte, Bd. XXIV, S. 459.

1908. Weitere Untersuchungen über die Geschlechtsformen polygamer Blütenpflanzen und ihre Beeinflußbarkeit. Jahrb. f. wissensch. Botanik. Bd. XLV, S. 661.

Wegen der übrigen Literatur verweise ich auf diese Arbeiten und das kritische Sammelreferat von E. BAUR in der Botanischen Zeitung. Bd. 65. Abt. II, Sp. 337. (1907).

[2] C. RAUNKIAER. Sur la transmission par hérédité dans les espèces hétéromorphes. Acad. Royale des Sciences et des Lettres de Danemark Bull. de l'année 1906, Nr. 1.

daß ich erst nach und nach die echten Weibchen sicher von den im weiblichen Stadium befindlichen Gynomonoecisten trennen lernte; es wird aber auch eine unbewußte Selektion zufällig Linien der gynomonoecischen und weiblichen Form getroffen haben, die ihren geschlechtlichen Charakter besonders rein überliefern. Nur so läßt sich das (fast) völlige Verschwinden der Weibchen unter der Nachkommenschaft der Gynomonoecisten und umgekehrt verstehen. Ermöglicht wurde das dadurch, daß ich immer mehr dazu überging, die Früchtchen einzelner Individuen getrennt auszusäen.

Indem ich Genaueres auf eine spätere Publikation verspare, gebe ich im folgenden wenigstens den schon veröffentlichten Stammbaum (06, S. 465) meiner *Satureia*-Versuche auf die zwei letzten Jahre ausgedehnt. Im allgemeinen erklärt er sich wohl von selbst, nur weniges muß noch extra dazu bemerkt werden. Die einzelnen Versuche mit Pflanzen gleicher Abstammung sind nicht mehr, wie früher, zusammengezogen, sondern einzeln aufgeführt und zwar, um Platz zu sparen, unter-, nicht nebeneinander. Die Versuchsnummern wurden aus dem gleichen Grunde weggelassen und die gynomonoecischen Pflanzen einfach mit z, die weiblichen mit w bezeichnet. Ein ∞ vor dem Versuch deutet an, daß bei ihm die Früchtchen mehrerer Pflanzen (natürlich gleicher Herkunft und gleichen Geschlechtes) zusammen ausgesät worden waren; wo dies Zeichen fehlt, umfaßt der Versuch nur die Nachkommenschaft einer einzigen Pflanze.

Im Jahre 1907 sind von den im Freiland ausgesäten Nummern — fast allen mit ∞ bezeichneten — nur die bis zum 1. August ermittelten Zahlen aufgenommen, weil das Geschlecht der Zwerge, die später mit dem Blühen beginnen, bei einmaliger Revision nicht sicher bestimmbar ist. In der Tat waren unter den nach dem 1. August gezählten Individuen der Nummern, die bis dahin nur gynomonoecische Pflanzen aufgewiesen hatten, meist ziemlich viel „Weibchen“, ganz gewiß nur Gynomonoecisten im weiblichen Zustand.

Beachtenswert ist auch, daß die zwei ± zwittrigen Pflanzen, die 1907 einzig unter sonst lauter weiblichen aufgetreten waren[1], 1908 nur ihresgleichen gegeben hatten, daß ihr Pollen — nach besonders angestellten Versuchen — auf die Weibchen genau

---

[1] Obwohl alle Sorgfalt angewendet worden war, die mir möglich schien, halte ich es nicht für ganz ausgeschlossen, daß die Früchtchen, die die 2 gynomonoecischen Pflanzen gaben, doch zufällig unter die Früchtchen der weiblichen Exemplare gelangt waren.

Stammbaum für *Satureia.*

1903
z
w
1904
z 219
w 134[1]
z 4
w 330
1905
z 285
w 8
z 152
w 24
z 4
w 207
1906
z 2204
w 91
z —
w 6
z 698
w 28
z 11
w 140
z 291
w 5
z —
w 2048
1907
∞ z 297 w —
∼ z 360 w —
∞ z 694 w —
∞ z 288 w 1?
z 30 w —
z 21 w —
∞ z 54 w —
∞ z 182 w —
∞ z 65 w —
∞ z 56 w —
∞ z 49 w 1?
z 53 w —
z 83 w —
z 56 w —
z 16 w —
z — w 17
z — w 2
z — w 23
z — w 12
z — w 14
z — w 13
z — w 24
z 1 w 37
∞ z 280 w —
∞ z 549 w —
∞ z 197 w —
z 20 w —
z 26 w —
z 4 w —
z — w 8
∞ z — w 113
∞ z 260 w —
z — w 70
z — w 36
z — w 16
z — w 8
z — w 11
z — w 28
z — w 25
∞ z — w 219
z 1 w 35
1908
z 15 w —
z 33 w —
z — w 91
z — w 79
z — w 66
∞ z — w 1261
z 34 w —
z — w 50
z — w 36
z — w 27
z — w 75
∞ z — w 732

---

[1] Es waren das fast ausschließlich gynomonoecische Pflanzen im letzten, weiblichen Zustand, keine echten Weibchen; vgl. 05, S. 458.

Das Fragezeichen deutet an, daß die betreffenden w befundenen Pflanzen vielleicht nur Zwitter waren, die zufällig gerade nur weibliche Blüten offen hatten, ∞ ist dem Versuch vorgesetzt, wenn die Früchtchen mehrerer, nach Herkunft und Geschlecht gleicher Pflanzen zusammen ausgesät worden waren.

ebenso gewirkt hatte, wie der der übrigen, gewöhnlichen Gynomonoecisten, und daß die zahlreichen geprüften weiblichen Schwesterpflanzen dieser beiden Pflanzen 1908 nur weibliche Nachkommen gaben.

Satureia hortensis verhält sich also ganz so, daß der Pollen der ± zwittrigen Form gar keine andere Rolle bei der Bildung der Nachkommen der weiblichen Form spielt, als die eines „Entwicklungsanregers“. Nun liegen hier nicht die beiden denkbar extremsten Geschlechtsformen einer gynodioecischen Pflanze vor, sondern ich hatte, außer der rein weiblichen Form, nur noch eine gynomonoecische zur Hand, die zwar, unter den gewöhnlichen Entwicklungsbedingungen, im ganzen nur etwa 17 pCt. weibliche Blüten pro Pflanze hervorbringt (08, S. 667), der rein zwittrigen Form also recht nahe steht, aber eben doch nicht rein zwittrig ist[1]). Ich habe dies nicht übersehen, vielmehr ausdrücklich darauf hingewiesen, die, wenn auch schwache, gynomonoecische Tendenz der Pollenkörner könnte die Ursache sein, weshalb die weibliche Form sich so genau wieder selbst hervorbrächte. „Ein Teil der Schwankungen in der Zusammensetzung der Nachkommenschaft ist aber gewiß eine Folge davon, daß in den bisher besprochenen Versuchen die Bestäubung meist dem Zufall überlassen geblieben war. Bei *Satureia*, wo neben den rein weiblichen Stöcken nur noch gynomonoecische in nicht sehr auffälligen Abstufungen vorkommen, wird die Herkunft des Pollens von geringem Einfluß sein. Anders dagegen in den Fällen, wo neben weiblichen und gynomonoecischen Individuen noch rein zwittrige vorkommen, oder wo gar, wie bei *Silene inflata*, die Entwicklung von der Zwitterform aus zwei Richtungen eingeschlagen hat, die, die zur männlichen, und die, die zur weiblichen Pflanze führt“ (06, S. 473).

Wenn die weibliche Form der *Satureia hortensis* mit dem Pollen der mir unbekannten, rein zwittrigen Stammform wirklich eine größere Anzahl Zwitter geben würde (was erst gezeigt werden müßte), so würde das erste der beiden Gesetze, die ich aus meinen Versuchsergebnissen abgeleitet habe, „daß jede Geschlechtsform Keimzellen mit der ihr eigenen Geschlechtstendenz hervorbringt“ (05, S. 462), natürlich gar nicht getroffen; die Tendenz der Keimzellen der weiblichen Pflanzen müßte doch (fast) durchgängig weiblich und die der gynomonoecischen (fast) durchgängig gynomonoecisch sein. Es würde sich nur fragen, eine wie starke Einschränkung das zweite Gesetz, nach dem die Tendenz der phylogenetisch jüngeren, eingeschlechtig gewordenen Form über die Tendenz der phylogenetisch älteren, zwittrig gebliebenen Form dominieren soll, erleiden müßte. Denn da die gynomonoecische Form phylogenetisch jünger sein wird als die zwittrige, die rein weibliche aber jünger als beide, müßte man eigentlich ein ebenso vollkommenes Dominieren der weiblichen Form erwarten, wenn der Pollen von der reinen Zwitterform als wenn er von der gynomonoecischen Form abstammte.

---

[1]) Auch die Sippe „B“ (08, S. 682) ist, nur in anderer Weise, gynomonoecisch, soweit die Pflanzen nicht rein weiblich sind.

Weil eine reine Zwitterform der *Satureia hortensis* mir unbekannt ist, mußte ich, um den Einfluß des Pollens zu studieren, andere Objekte wählen, unter denen jene besonderes Interesse besitzen, wo die Entwicklung von der Zwitterform aus nicht nur die weibliche, sondern auch die männliche Richtung eingeschlagen hat. Ich habe schon früher kurz mitgeteilt, daß bei *Silene inflata* weibliche Stöcke, die sonst fast nur weibliche Nachkommen geben, in zwei Fällen nach der Bestäubung mit dem Pollen andromonoecischer (aber noch lange nicht rein männlicher) Pflanzen viel mehr ± zwittrige und viel weniger weibliche Nachkommen (nur 35 pCt.) hervorbrachten (06, S. 473). Diese Versuche über den Einfluß des Pollens sind fortgesetzt und auch auf andere Objekte ausgedehnt worden, ohne daß ich zurzeit zu einem befriedigenden Abschluß gekommen wäre. Es braucht, wenigstens unter den Bedingungen, unter denen ich arbeite, sehr lange, um genügend große Zahlen zu erhalten. Soviel ist aber schon sichergestellt, daß der Pollen hier überall einen Einfluß auf das Geschlecht der Nachkommenschaft haben kann.

Im folgenden gebe ich nur die Resultate einiger Versuche mit *Plantago lanceolata*, bei denen sich ein Einfluß des Pollens sicher zeigt, und wo ich so viel Nachkommen aufziehen konnte, daß der Zufall bei den Zahlen keine wesentliche Rolle mehr gespielt haben kann.

Plantago lanceolata empfiehlt sich für solche Versuche durch ihre Genügsamkeit, ihre auffallende Resistenz gegen allerhand Schädigungen und Schädlinge, ihre lange Blütezeit, ihre reichliche Samenproduktion (obschon in jeder Kapsel ja nur zwei Samen stecken) und, nicht zum wenigsten, dadurch, daß das Geschlecht der Blüten auch noch ziemlich lange Zeit nach dem Verblühen sicher festgestellt werden kann, wenigstens der Hauptsache nach.

Dagegen sind ihre Windblütigkeit und ihre absolute oder doch fast absolute Selbststerilität Eigenschaften, die das Arbeiten sehr erschweren, aber für die Versuche, die hier mitgeteilt werden sollen, ohne viel Belang sind.

Bei *Plantago lanceolata* gibt es offenbar sehr zahlreiche erbliche Bindeglieder zwischen der rein zwittrigen und der rein weiblichen Form. Eine Tendenz zur Androdioecie konnte ich nicht feststellen; wenn die Blütenähren schlecht ansetzten, waren, soviel ich sah, andere Ursachen — ungenügende Bestäubung oder anomale Ausbildung des Griffels — schuld; die letztere Ursache ließ manchmal rein weibliche Stöcke sehr wenig fruchtbar erscheinen. Auch die Nachkommenschaft der einzelnen Individuen ist oft sehr mannigfach, besonders bei jener der ausgeprägten Zwischenstufen ist es auffällig, wie neben Pflanzen, die in ihrem Geschlechte der Mutterpflanze gleichen, noch andere Formen, oft die extremen, die weibliche und die zwittrige, auftreten (06, S. 471).

In der Tabelle 1 ist zunächst zusammengestellt, wie viel Prozente rein weiblicher Pflanzen[1]) sich in der Nachkommenschaft einer Anzahl bestimmter Stöcke befanden, die sich selbst überlassen worden waren, bei denen also Pollen unbekannter Herkunft die Samenbildung bewirkt hatte. Außer dem Geschlecht der Stöcke ist auch noch die Gesamtzahl der Nachkommen angegeben, da diese den Wert der Prozentzahlen für die Weibchen beurteilen läßt, ferner die Nummer des Versuches. Nummer 1 bis 10 stammen aus dem Jahre 1906 und sind schon einmal veröffentlicht worden (06, S. 470), die Hauptmenge, Nummer 11 bis 31, aus dem Jahre 1907, und nur ganz wenige, Nummer 42, 43, 45, aus dem Jahre 1908. Die meisten Versuchspflanzen wurden zwei oder drei Jahre auf ihr Geschlecht untersucht, nur wenige bloß in dem ersten Jahr; diese sind in der Tabelle mit „*“ bezeichnet.

Eine Pflanze, die ausschließlich weibliche Nachkommen gegeben hätte, ist nicht darunter, vielleicht nur zufällig nicht. Es ist auch deutlich, wie sich die Prozentzahlen der Weibchen über die ganze Strecke von 0 pCt. bis 100 pCt. verteilen, wenn auch lange nicht gleichmäßig. Ob Anhäufungen, wie sie z. B. zwischen 67 pCt. und 71 pCt. vorkommen (wenn wir von den Versuchen absehen, die 0 pCt. ergaben, fallen 6 = $^1/_4$ der Gesamtzahl auf diese Strecke von 5 Zahlen), nur zufälliger Natur sind, müssen weitere Versuche zeigen; wahrscheinlich ist es gerade nicht.

---

[1]) Rein gefüllt blühende Stöcke, bei denen die Staubgefäße in Füllblätter verwandelt sind, sind eingerechnet, solche mit lauter kontabeszenten Antheren jedoch nicht, obwohl sie physiologisch auch rein weiblich sind.

Tabelle 1.

Prozentzahlen an rein weiblichen Stöcken in der Nachkommenschaft bestimmter Stöcke von *Plantago lanceolata*. Bestäubung dem Zufall überlassen.

Nr. des Versuchs	Geschlecht der Pflanze	Zahl der Nachk.	Davon rein ♀ in pCt.	Nr. des Versuchs	Geschlecht der Pflanze	Zahl der Nachk.	Davon rein ♀ in pCt.
a 45	zwittrig, einzelne Antheren kontabeszent	13	0	s 30	zwittrig u. kontabeszent	40	40
b 27	zwittrig, vielleicht einzeln etwas kontabeszent	21	0	t 25	„zwittrig“	48	40
c 1	zwittrig, schließlich einzelne Antheren eben taub	28	0	u 18	„zwittrig“	60	50
d 16	zwittrig, einz. eingeschlossene Antheren[1])	28	0	v 24	zwittrig, auch kontabeszent und weiblich	80	53
e 2 (=11)	zwittrig, einzelne Antheren kontabeszent	37	0	w 15 (=6)	zwittrig und weiblich	96	58
f 3	zwittrig, ein Jahr (1905) ganz einzelne Anth. taub	40	0	x 19	weiblich u. gefüllt, einzeln zwittrig.	69	67
g 4 (=12)	zwittrig	41	0	y 13 (=7)	weiblich u. gefüllt, z. T. auch zwittrig, steckenbl.[1])	139	67
h 12 (=4)	zwittrig	85	0	z 31	„zwittrig u. weiblich, meist gefüllt“	53	68
i 43	zwittrig, einzelne Antheren kontabeszent	186	0	aa 26	„weiblich und gefüllt“	90	69
k 5	zwittrig	31	3	ab 23	weiblich, gefüllt und meist geschlossen[2])	60	70
l 42	zwittrig	109	5	ac 10	weiblich und gefüllt, einzeln zwittrig kontab.	7	71
m 11 (=2)	zwittrig, einzelne Anth. kontab.	67	16	ad 20	weiblich, Rudim. der A. länger als sonst gestielt	71	77
n 22	zwittrig	71	24	ae 28	weiblich	39	82
o 7 (=13)	weiblich u. gefüllt, z. T. auch zwittrig steckenbl.[1])	31	28	af 9	weiblich	47	86
p 6 (=15)	zwittrig u. weiblich	50	32	ag 8 (=14)	weiblich, Rudim. d. Anth. etw. stärker als gewöhnl.	27	96
q 21	„zwittrig“	78	38	ah 14 (=8)	weiblich, wie oben	69	99
r 29	zwittrig und kontabeszent, z. T. auch weiblich	28	39				

---

[1]) Bei der Anthese bleiben die Antheren in der Kronröhre stecken, so daß nur die Filamente, ∩-förmig gekrümmt, herauskommen. Der Pollen ist anscheinend normal.

[2]) Vgl. S. 694, Anm. 1).

Von fünf Stöcken wurden die Samen zweimal, 1906 und 1907, ausgesät (sie waren 1905 und 1906 geerntet worden); die Versuche e und m, g und h, o und y, p und w, endlich ag und ah gehören deshalb zusammen. Die Ergebnisse stimmen nur bei g und h und ag und ah gut überein, bei e und m, bei o und y und bei p und w dagegen schlecht genug[1]). Bedenkt man, daß es sich hier um meist noch recht geringe Individuenzahlen handelt, daß Pollen unbekannter Herkunft die Samenbildung veranlaßt hatte, und daß, wie wir sehen werden, der Pollen Einfluß hat und um so einflußreicher sein kann, je weniger die Pflanze einen ausgesprochenen Charakter hat, die die Eizellen liefert, so wird man, da wenigstens die Versuche o und y und p und w gerade von solchen Pflanzen stammen, auf die Abweichungen nicht allzuviel Gewicht legen dürfen. Immerhin kann man aus ihnen schließen, daß bei unbekannter Herkunft des Pollens die Prozentzahlen an weiblichen Nachkommen nur dann für die einzelnen Stöcke charakteristisch sein können, wenn diese eine ganz ausgesprochene Geschlechtstendenz haben (Versuch g und h und Versuch ag und ah), oder wenn ausserordentlich große Zahlen vorliegen.

Für die Versuche nun, die den Einfluß des Pollens prüfen sollten, wurden eingetopfte Stöcke verwendet, deren Geschlecht schon im Vorjahr bestimmt worden war. Sie wurden in Gruppen vereinigt, die je aus einem „Bestäuber“, einer zwittrigen Pflanze, und einigen zu bestäubenden Stöcken bestanden: rein weiblichen oder solchen, die ganz kontabeszente Antheren führten. Diese Gruppen wurden auf verschiedene Stellen des botanischen Gartens verteilt. Zu Beginn waren natürlich alle Ähren entfernt worden, die blühten oder geblüht hatten, wobei die Protogynie selbstverständlich berücksichtigt werden mußte. Nach einigen Wochen wurden die inzwischen abgeblühten Ähren gesäckt, alle noch blühenden entfernt und nun die „Bestäuber“ der verschiedenen Gruppen vertauscht, während die zu bestäubenden Pflanzen an Ort und Stelle blieben. Auf diese Weise erhielt ich also von denselben Pflanzen Samen, die durch den Pollen verschiedener, bestimmter zwittriger Pflanzen entstanden waren. Obschon nur ganz wenige Gruppen gebildet wurden, und sie sich an möglichst weit auseinanderliegenden und sonst günstig gewählten Stellen befanden, ist es bei der Windblütigkeit nicht ausgeschlossen, daß sich fremde Pollenkörner hie und da eingestellt haben. Ernstlich zu berücksichtigen ist diese Fehlerquelle nicht. Einmal setzten die „Bestäuber“ während der Versuchsdauer nur ganz einzelne Samen an, obschon sie sich vorher ganz fruchtbar gezeigt hatten (und es ist nicht einmal ausgemacht, ob diese Samen nicht doch einer gelegentlich eintretenden Selbstbefruchtung ihr Dasein verdankten), und dann sind die Unterschiede zwischen den einzelnen Versuchen so deutlich, daß ein paar Pflanzen mehr oder weniger nicht viel ausmachen.

---

[1]) Auffallend ist, daß bei allen drei das Jahr 1905 weniger, das Jahr 1906 mehr Samen gegeben hat, aus denen Weibchen hervorgingen.

Die Keimlinge wurden meist zu 12 in Töpfe piquiert und blühten fast alle im ersten Jahr; Erfahrungen von früheren Versuchen her haben mich belehrt, daß die Eigenschaft, zu „trotzen“, nicht mit irgend einer bestimmten Geschlechtsform korrelativ verbunden ist.

Die Tabelle 2 gibt nun das Resultat jener 6 Versuche, bei denen zwei rein weibliche Pflanzen (Nr. 122 und 124b) und eine daneben noch kontabeszent-zwittrige (Nr. 128) mit denselben zwei zwittrigen Bestäubern (Nr. 149 und 118) verbunden worden waren. Der Übersichtlichkeit halber sind hier zwischen die Extreme: Stöcke mit lauter stäubenden Blüten und Stöcke mit lauter weiblichen Blüten, nur drei Zwischenstufen eingeschoben worden, obwohl bei der Untersuchung viel mehr, bis zu 30 Kategorien, unterschieden worden waren. Diese Kategorien sind natürlich nicht scharf abgegrenzt, auch konnten die Pflanzen nicht so oft revidiert werden, als ich eigentlich gewünscht hätte, so daß sich hier schon aus diesem Grunde die Beibehaltung dieser fein abgestuften Einteilung der Nachkommenschaft nicht empfahl. Die Pflanzen, an denen ich nur Blüten mit kontabeszenten Antheren fand, sind in die dritte Übergangsstufe, nicht zu den rein weiblichen gestellt worden, schon deshalb, weil man nie ganz sicher wird, ob man nicht doch noch einmal bei ihnen schließlich einige taugliche Antheren findet. Dagegen sind unter die echt weiblichen Pflanzen auch die gefüllt blühenden und die „geschlossen“ blühenden[1] einbezogen worden.

---

[1] Es sind das gefüllt blühende Pflanzen, bei denen sich die Blüte nur so weit öffnet, daß die Narbe hervorkommt, oder diese selbst noch mit der Spitze eingeschlossen bleibt, so daß nur ein Teil ösen- oder ∩förmig hervorsieht. Diese Eigenschaft ist, wie die einfache Füllung sich öffnender Blüten erblich und bedingt eine gewisse Sterilität.

Tabelle 2.

Einfluß des Pollens auf die Zusammensetzung der Nachkommenschaft.

A.

Pflanze **122**, weiblich mit kleinen Antherenrudimenten: 1906, 1907, 1908

bestäubt mit	gab Pflanzen	davon				
		zwittrig	überwieg. zwittrig	zwittrig u. weiblich	überwieg. weiblich	weiblich
Vers. 33. Pflanze **149**, zwittrig: 1905, 1908	252	7 **2,8** pCt.	3 **1,2** pCt.	4 **1,6** pCt.	12 **4,8** pCt.	226 **89,9** pCt.
Vers. 34. Pflanze **118**, zwittrig: 1906, zwittrig, einzeln kontabeszent: 1908	173	— **0** pCt.	— **0** pCt.	2 **1,2** pCt.	3 **1,8** pCt.	168 **97,0** pCt.

B.

Pflanze **124b**, weiblich, mit kleinen Antherenrudimenten: 1906, z. T. monströs: 1907, weiblich: 1908. Schwesterpflanze von 122

bestäubt mit	gab Pflanzen	davon				
		zwittrig	überwieg zwittrig	zwittrig u. weiblich	überwieg weiblich	weiblich
Vers. 36, Pflanze **149**, zwittrig: 1906, 1908	168	13 **7,7** pCt.	3 **1,8** pCt.	17 **10,1** pCt	11 **6,5** pCt	124 **73,8** pCt.
Vers. 35. Pflanze **118**, zwittrig: 1906, zwittrig, einzeln kontabeszent: 1908	174	3 **1,7** pCt.	2 **1,2** pCt.	14 **8** pCt.	14 **8** pCt.	141 **81,0** pCt.

C.

Pflanze **128**, weiblich, z. T. auch zwittrig ganz kontabeszent: 1906, weiblich, etwas gefüllt, offen, z. T. auch zwittrig kontabeszent: 1907, weiblich: 1908[1]

bestäubt mit	gab Pflanzen	davon				
		zwittrig	überwieg. zwittrig	zwittrig u. weiblich	überwieg. weiblich	weiblich
Vers. 37. Pflanze **149**, zwittrig: 1906, 1908	233	55 **23,6** pCt	42 **18,0** pCt.	85 **36,5** pCt	8 **3,4** pCt	43 **18,5** pCt
Vers. 38. Pflanze **118**, zwittrig: 1906, zwittrig, einzeln kontabeszent: 1908	131	2 **1,5** pCt.	5 **3,8** pCt.	16 **12,2** pCt.	31 **23,7** pCt.	77 **58,8** pCt.

---

[1] 1908 wurde die Pflanze nur einmal untersucht.

Ich schließe noch zwei Versuche an, wo eine weitere weibliche Pflanze (Nr. 186) nacheinander mit dem Pollen zweier verschiedener zwittriger Pflanzen bestäubt worden war; die eine davon ist Nr. 149, die auch zu den Versuchen von Tabelle 2 gedient hatte, die andere dagegen, Nr. 113, neu.

Tabelle 3.

Einfluß des Pollens auf die Zusammensetzung der Nachkommenschaft.

Pflanze **186**, weiblich, gefüllt u. geschlossen, oft nicht ansetzend: 1906, 1907, 1908

bestäubt mit	gab Pflanzen	davon				
		zwittrig	überwieg. zwittrig	zwittrig u. weiblich	überwieg. weiblich	weiblich
Vers. 39. Pflanze **149** zwittrig: 1906, 1908	190	28 **14,7** pCt	20 **10,5** pCt.	42 **22,1** pCt.	31 **16,3** pCt	69 **36,3** pCt.
Vers. 40. Pflanze **113**, zwittrig: 1906, zwittrig, einzelne Antheren kontabeszent: 1908	169	5 **2,9** pCt.	4 **2,4** pCt.	26 **15,4** pCt	25 **14,8** pCt	109 **64,5** pCt

Die Zahl der Nachkommen ist bei den einzelnen Versuchen noch immer relativ klein; wenn man aber die Prozentzahlen rein weiblicher Pflanzen für die einzelnen Töpfe vergleicht, geht aus ihnen mit Bestimmtheit hervor, daß kein Zufall im Spiele ist. Für Versuch 37 und 38 (Tabelle 2, C) stelle ich hier diese Zahlen zusammen:

Tabelle 4.

Zahl der rein weiblichen Pflanzen pro Topf bei Vers. 37 u. 38.

Topf	a	b	c	d	e	f	g	h	i	k	l	m	n	o	p	q	r	s	t	u	v
Vers. 37																					
Zahl der Pflanzen . . .	12	11	12	11	12	11	10	12	12	10	11	12	10	11	14	8	12	10	11	11	
davon ♀	1	3	5	2	2	4	2	1	2	—	1	2	4	2	2	1	1	2	1	2	
Vers. 38																					
Zahl der Pflanzen . . .	12	11	12	12	12	12	12	12	12	12	12										
davon ♀	7	7	8	6	5	9	5	7	8	8	7										

Aus den in den Tabellen 2 und 3 zusammengestellten Ergebnissen lassen sich folgende Schlüsse ziehen:

1. Die Zusammensetzung der Nachkommenschaft hinsichtlich ihres Geschlechtes hängt von der die Eizellen liefernden Pflanze ab. Jede der drei Versuchspflanzen

122, 124b, 128 gab mit dem gleichen Bestäuber eine anders zusammengesetzte Nachkommenschaft; sie brachten z. B. mit Nr. 118 97, 81 und 59 pCt. rein weiblicher Pflanzen hervor.

2. Die Zusammensetzung der Nachkommenschaft hängt aber auch von der die Pollenkörner liefernden Pflanze ab. Nach der Bestäubung mit dem Pollen von Nr. 118 bildete jede der drei eben genannten Versuchspflanzen mehr rein weibliche Nachkommen, als nach der Bestäubung mit dem Pollen von Nr. 148, durch den jedesmal mehr zwittrige entstunden.

3. Je ausgesprochener eine Pflanze Keimzellen mit der weiblichen Tendenz bildet, um so geringer ist der Einfluß der Herkunft des Pollens. Bei den Stöcken Nr. 122 und 124b, die offenbar sehr stark und echt weiblich sind, ließ sich durch die Bestäubung mit dem Pollen von Nr. 149 statt mit dem von Nr. 118 die Prozentzahl der Weibchen nur um 7 pCt. herabdrücken, bei Nr. 128, die nur teilweise echt weiblich ist und schon mit dem Pollen von Nr. 118 nur 59 pCt. gebildet hatte, dagegen um 40 pCt. Dabei kann es unentschieden bleiben, ob die Unterschiede in der Entfaltungsstärke der weiblichen Anlagen liegen oder in der Prozentzahl, in der neben den Keimzellen mit weiblicher Tendenz solche mit mehr oder weniger zwittriger Tendenz gebildet werden.

4. Der Einfluß des Pollens zeigt sich aber nicht nur bei den zwei extremen Geschlechtsformen, er tritt auch bei den Zwischenstufen hervor. Unter dem Einfluß des Pollens von Nr. 149 steigt die Prozentzahl der überwiegend zwittrigen Nachkommen, unter dem des Pollens von Nr. 118 die der überwiegend weiblichen Nachkommen. Wenn sich in den Tabellen ganz einzeln das Gegenteil zeigt, so hat dabei wohl nur der Zufall sein Spiel gehabt.

Es verdient noch hervorgehoben zu werden, daß die Ausbildung von Androeceum und Gynaeceum bei einem bestimmten Stocke und die Zusammensetzung der Nachkommenschaft dieses Stockes nicht immer ganz parallel gehen. Nr. 122 und 124b sind beide immer rein weiblich gefunden worden, trotzdem überliefert bei der Bestäubung mit Pollen gleicher Herkunft die erste ihren Charakter getreuer als die zweite.

Um den ersten Satz über den Einfluß der Eizellen recht deutlich neben dem zweiten über den Einfluß der Pollenkörner hervortreten zu lassen, habe ich die Tabelle 5 zusammengestellt. Sie enthält, außer den schon in den Tabellen 2 und 3 mitgeteilten, mit einem Sternchen bezeichneten Versuchen noch fünf weitere.

Es stehen jetzt immer alle Versuchspflanzen, die den gleichen Bestäuber gehabt haben — für Nr. 149 sind es fünf — beisammen. Dabei ist unter anderem gut zu beobachten, wie ähnliche Prozentzahlen in einer bestimmten Klasse, z. B. unter den echt weiblichen Pflanzen, durchaus nicht immer ähnliche Zahlen in den anderen Klassen bedingen. Gleich die ersten zwei Versuche, 47 und 41, sind ein gutes Beispiel dafür und zugleich auch dafür, wie kompliziert die Verhältnisse liegen.

Tabelle 5.

Einfluß der Pflanze, die die Eizellen liefert, auf die Zusammensetzung der Nachkommenschaft bei *Plantago lanceolata*

Bestäuber	Versuch	Bestäubt	gab Pflanzen	davon									
									in Prozenten				
				☿	I	II	III	♀	☿	I	II	III	♀
					Zwischenstufe					Zwischenstufe			
Nr. 127, zwittrig	47	Nr. 134, weibl. gefüllt, geschlossen	188	2	29	27	104	**26**	1,1	15,4	14,4	55,3	**13,8**
	41	Nr. 138, weibl. gefüllt	188	60	24	33	39	**32**	31,9	12,8	17,5	20,7	**17,0**
Nr. 149, zwittrig	33*	Nr. 122, weiblich	252	7	3	4	12	**226**	2,8	1,2	1,6	4,8	**89,9**
	36*	Nr. 124b, weiblich	168	13	3	17	11	**124**	7,7	1,8	10.1	6,5	**73.8**
	37*	Nr. 128, weiblich u. zwittrig kontabeszent	233	55	42	85	8	**43**	23.6	18,0	36,5	3.4	**18,5**
	48	Nr. 151, weiblich, Anth.-Rud. besond. lang gestielt	139	11	21	26	18	**63**	7,9	15,1	18,7	13.0	**45,3**
	39*	Nr. 186, weiblich, gefüllt, geschlossen	190	28	20	42	31	**69**	14,7	10,5	22,1	16.3	**36.3**
Nr. 118, zwittrig, einzelne Antheren kontabeszent	43	Nr. 106, zwittrig kontabeszent, z. T. auch stäubend!	186	94	30	39	23	—	50.5	16,1	21,0	12.4	**0.0**
	46	Nr. 129, weiblich, gefüllt, geschlossen, z. T. typisch weibl.	85	—	—	4	14	**67**	—	—	4,7	16,5	**78.8**
	40*	Nr. 186, weiblich gefüllt, geschlossen	169	5	4	26	25	**109**	**2,9**	2,4	15.4	14,8	**64,5**
Nr. 118, zwittrig, einzelne Antheren kontabeszent	34*	Nr. 122, weiblich	173	—	—	2	3	**168**	—	—	1,2	1,8	**97.0**
	35*	Nr. 124b, weiblich	174	3	2	14	14	**141**	1,7	1.2	8	8	**81.0**
	38*	Nr. 128, weiblich u. zwittrig kontabeszent	131	2	5	16	31	**77**	1,5	3,8	12,2	23.7	**58.8**

Unsere Versuche lehren also, daß auch bei den gynodioecischen Pflanzen das Geschlecht nicht unabänderlich in der Eizelle vorher bestimmt sein kann, so wenig wie bei den zweihäusigen. Wenn sich *Satureia* so verhält, daß der Pollen gar keinen Einfluß ausübt, so kann das nur daran liegen, daß hier die Eizellen der Weibchen alle die weibliche Tendenz haben, und daß diese Tendenz so stark ist, daß sie stets über die gynomonoecische Tendenz der Pollenkörner dominiert. Eine entsprechende weibliche Form liegt mir für *Plantago lanceolata* nicht vor; die mannigfaltigen Abstufungen lassen aber vermuten, daß sie sich noch finden lassen wird. Sie müßte selbst mit dem Pollen von Pflanzen, wie Nr. 149 eine ist, lauter weibliche Nachkommen geben.

Worauf der Einfluß des Pollens beruht, wie er es zustande bringt, daß z. B. eine Pflanze statt 97 pCt. rein weiblicher Nachkommen nur 90 pCt. bildet, oder statt 59 pCt. nur 19 pCt., kann ich noch nicht angeben. Zwei Annahmen liegen besonders nahe.

Es könnten einmal alle Keimzellen einer Geschlechtsform die gleiche Tendenz besitzen, aber in verschiedener Stärke. Bei den Pollenkörnern von Nr. 149 müßte dann z. B. die zwittrige Tendenz durchschnittlich viel stärker sein als bei denen von Nr. 118, so daß mehr von den weiblichen Keimzellen von 122 oder 124b — für die man unter sich auch nicht ganz gleich starke weibliche Tendenz annehmen würde — ± zwittrige Embryonen geben würden. Das Auftreten der Zwischenstufen wäre so ziemlich leicht verständlich. Was wir aber von der Geschlechtsbestimmung völlig getrenntgeschlechtiger Pflanzen wissen, spricht gegen einen solchen Wettkampf ungleichartiger, annähernd gleich starker Tendenzen, von denen bald die eine, bald die andere den Sieg davontrüge[1]).

Man könnte aber auch annehmen, es lägen ganz bestimmte Stärkenverhältnisse zwischen den verschiedenen Tendenzen vor, es dominiere z. B. die weibliche Tendenz stets über die zwittrige, es bilde aber nicht jede Form ausschließlich Keimzellen mit der ihr eigenen Tendenz, sondern auch solche mit fremder Tendenz, z. B. Nr. 118 neben überwiegend solchen mit ± zwittriger auch welche mit weiblicher Tendenz, und Nr. 122 neben fast lauter solchen mit weiblicher Tendenz einzelne mit ± zwittriger. Solche Formen entsprächen dann den „ever sporting varieties“ de Vries'[2]). Dann würde sich der Einfluß des Pollens auch erklären.

Es läßt sich das am besten gleich an einem bestimmten Beispiel zeigen. Fassen wir die Versuche 35 und 36 (Tabelle 2, B) ins Auge, und erleichtern wir uns die Rechnung dadurch, daß wir nur zwei Kategorien von Individuen unterscheiden, ± zwittrige und rein weibliche. Wir nehmen an, daß Nr. 149 lauter Pollenkörner mit der (rezessiven) ± zwittrigen Tendenz hervorbringt, und Nr. 124 b 74 pCt. Eizellen mit der weiblichen und 26 pCt. Eizellen mit der ± zwittrigen Tendenz. Dann kommen die beobachteten 74 pCt. weiblicher Nachkommen (von der Abstammung ♀ wT + ♂ zwT) und die 26 pCt. ± zwittriger (von der Abstammung ♀zwT + ♂zwT) heraus (Vers. 36). Wenn nun Nr. 124 b mit dem Pollen von Nr. 118 81 pCt. weiblicher Nachkommen und nur 19 pCt. ± zwittriger geben soll (Vers. 35), so muß diese Nr. 118 Keimzellen bilden, von denen 73 pCt. ± zwittrige und 27 pCt. rein weibliche Tendenz besitzen, wie sich leicht zeigen läßt[1]).

---

[1]) Die Bestimmung und Vererbung des Geschlechtes, S. 28.

[2]) Vgl. dazu auch E. BAUR, Bot. Ztg. Bd. 65, II. Abt. Sp. 337 (1907).

Als Probe nehmen wir zunächst die Versuche 37 und 38 (Tabelle 2, C) vor. Wenn Nr. 149, wie wir annehmen, lauter Keimzellen mit der ± zwittrigen Tendenz bildet, muß Nr. 128 nur 18,5 pCt. Eizellen mit der rein weiblichen und 81,5 pCt. Eizellen mit der ± zwittrigen Tendenz hervorbringen; nur so kommt die tatsächlich beobachtete Nachkommenschaft für Nr. 128 heraus. Bei Versuch 38 war Nr. 128 mit Pollen von Nr. 118 bestäubt worden, für den wir vorhin aus Versuch 35 73 pCt. Keimzellen mit zwittriger und 27 pCt. Keimzellen mit weiblicher Tendenz ausgerechnet haben. Legen wir dieses Verhältnis auch hier zugrunde, so erhalten wir für Nr. 128, bestäubt mit Nr. 118, 59,5 pCt. ± zwittrige und 40,5 pCt. rein weibliche Nachkommen, während 41,2 pCt. ± zwittrige und 58,8 pCt. rein weibliche beobachtet wurden. Ziehen wir auch noch die Versuche 33 und 34 heran (Tabelle 2, A), so berechnet sich die Nachkommenschaft von Nr. 122 mit dem Pollen von 118 auf 7 pCt. ± zwittrige und 93 pCt. weibliche Individuen, während 3 pCt. ± zwittrige und 97 pCt. rein weibliche beobachtet worden waren[1].

---

[1]) Die Rechnung ist sehr einfach. Bezeichnen wir mit wT die Tendenz, weibliche Nachkommen zu geben, und mit zT die, zwittrige hervorzubringen, so geben, wenn 124 b mit 118 bestäubt wird, von den 4 möglichen Kombinationen der Keimzellen 3 (♀ 124 b wT + ♂ 118 wT, ♀ 124 b wT + ♂ 118 zT, ♀ 124 b zT + ♂ 118 wT) weibliche Nachkommen (weil wT unserer Annahme nach über zT dominiert) und nur eine: ♀ 124 b zT + ♂ 118 zT, kann die 19 pCt. zwittrige Nachkommen geben. Die Prozentzahl der Keimzellen von 124 b mit der Tendenz zT, 26, multipliziert mit der fraglichen Prozentzahl x der Keimzellen von 118 mit der Tendenz zT, muß diese 19 pCt. geben, also $26 \cdot x = 1900$, $x = \frac{1900}{26} = 73$. Nr. 118 würde also 73 pCt. Keimzellen mit der zwittrigen und 27 pCt. Keimzellen mit der weiblichen Tendenz bilden.

Die Übereinstimmung zwischen den berechneten und den gefundenen Zahlen läßt ja gewiss zu wünschen übrig, sie zeigt aber die Möglichkeit, mit einer derartigen Annahme zu arbeiten. Ja man wird kaum eine größere Übereinstimmung erwarten dürfen, wenn man die Willkürlichkeit der ersten Annahme (daß Nr. 149 lauter Keimzellen mit der zwittrigen Tendenz hervorbringe) und die zahlreichen Zwischenstufen bedenkt, durch die die Verhältnisse sehr viel komplizierter werden müssen, als wir angenommen haben.

Es wäre eine der Konsequenzen der zweiten Annahme, daß Nr. 118 bei Selbstbefruchtung viel mehr weibliche Nachkommen geben müßte, als Nr. 149 — etwa 7 pCt. Das läßt sich aber infolge der Selbststerilität nicht prüfen; als die Pflanzen sich selbst überlassen worden waren und Pollen unbekannter Herkunft auf sie eingewirkt hatte, gab Nr. 149 4,6 pCt. rein weiblicher Nachkommen (Gesamtzahl 109) und 118 gar keine (Gesamtzahl 13). — Die Frage, wie der Einfluß des Pollens zustande kommt, wird sich also erst nach weiteren, langwierigen Untersuchungen entscheiden lassen, einstweilen genügt es mir, hier genau gezeigt zu haben, daß er überhaupt eine Rolle bei der Geschlechtsbestimmung der Gynodioecisten spielt, und daß Versuche, bei denen die Herkunft des bestäubenden Pollens unbekannt ist, nur eine beschränkte Tragweite besitzen können, wenn nicht besondere Verhältnisse, wie z. B. bei *Satureia hortensis*, vorliegen.

Leipzig, Botanisches Institut der Universität.

---

[1] Nachfolgend die beiden Rechnungen:

Versuch 34.

Eizellen von Nr. 122		Pollenkörner v. Nr. 118		Nachkommen
w. T. 90 pCt	+	z. T. 73 pCt.	=	65,7 pCt. w (z)
		w. T. 27 pCt.	=	24,3 pCt. w
z. T. 10 pCt	+	z. T. 73 pCt.	=	7,3 pCt. z
		w. T. 27 pCt.	=	2,7 pCt. w (z)

Versuch 38.

Eizellen von Nr. 128		Pollenkörner v. Nr. 118		Nachkommen
z. T. 81,5 pCt.	+	z. T. 73 pCt.	=	59,5 pCt. z
		w. T. 27 pCt.	=	22,0 pCt. w (z)
w. T. 18,5 pCt.	+	z. T. 73 pCt.	=	13,5 pCt. w (z)
		w. T. 27 pCt.	=	5,0 pCt. w

82. Julius Wiesner: Versuche über die Wärmeverhältnisse kleiner, insbesondere linear geformter, von der Sonne bestrahlter Pflanzenorgane.

(Eingegangen am 24. November 1908.)

Die Pflanze besitzt mannigfaltige Behelfe, um sich einen hohen Lichtgenuß zu sichern. Am naheliegendsten erscheinen als solche Behelfe die Schutzeinrichtungen des Laubes gegen zu hohe Lichtwirkung bei der direkten Bestrahlung durch die Sonne[1]) und wohl auch der succulente Charakter der grünen Vegetationsorgane, welcher, wie zuerst die Beobachtungen ASKENASYs[2]) gelehrt haben, ohne Schädigung eine hohe Erwärmung der bestrahlten Organe zuläßt.

Weniger augenfällig ist ein anderes wichtiges und, wie leicht einzusehen ist, außerordentlich häufig benutztes Mittel, um die Pflanze zu einem hohen Lichtgenusse auszurüsten: eine weitgehende Laubzerteilung. Ich verstehe hierunter die Ausbildung eines kleinblättrigen Laubes, oder eine weitgehende Fiederung oder Fiederschnittigkeit der Blätter, kurz, alle jene Ausbildungen der grünen Vegetationsorgane, welche auf die möglichste Kleinheit der die Kohlensäureassimilation vollziehenden Organe abzielen.

Die Vorteile, welche aus einer weitgehenden Laubzerteilung der Pflanze rücksichtlich der Höhe ihres Lichtgenusses erwachsen: der reichliche Durchgang diffusen Lichtes durch derart zerteiltes Laub zu dem tieferstehenden, die zweckmäßige Verminderung der Stärke des direkten Lichtes durch Erzeugung von Sonnenbildern und durch Lichtzerstreuung usw., alles dies soll hier nicht erörtert werden. Über diesen Gegenstand spreche ich mich in einer baldigst erscheinenden Abhandlung aus, welche unter dem Titel „Bemerkungen über den Zusammenhang von Lichtgenuß und Blattgestalt" in den Sitzungsberichten der Wiener Akademie der Wissenschaften erscheinen wird.

In den nachfolgenden Zeilen beabsichtige ich bloß, einige

---

1) WIESNER, Die natürlichen Einrichtungen zum Schutz des Chlorophylls usw. Festschrift. Wien 1876. Daselbst sind zahlreiche derartige Einrichtungen angeführt und erklärt.

2) ASKENASY, Botan. Zeitung, 1875, S. 441.

Versuche mitzuteilen und zu erläutern, welche die Wärmeverhältnisse feinzerteilter, insbesondere linear gestalteter Pflanzenorgane zum Gegenstande haben.

Es handelt sich also um Organe, welche im Vergleiche zum körperlichen Inhalt eine große Oberfläche besitzen, wodurch eine Reihe von Prozessen — wie Wärmeableitung, Wärmeausstrahlung, Transpiration usw. — eine große Förderung erfahren.

Eine genaue Analyse der Wärmezustände bestrahlter Pflanzenorgane ist eine derzeit kaum noch lösbare Aufgabe. Wir erkennen allerdings heute die außerordentliche Komplikation der Verursachung der jeweiligen Wärmezustände der bestrahlten Organe, aber wir sind noch nicht imstande, experimentell die einzelnen hierbei in Betracht kommenden auf den Wärmezustand einflußnehmenden Faktoren quantitativ bestimmen zu können[1]).

Ich will hier auch nicht all diese in Betracht kommenden Faktoren, weder die in der stofflichen Beschaffenheit und Organisation begründeten, noch die durch die Außenwelt gegebenen, aufzählen, sondern will sofort eine Reihe von, wie ich glaube, sehr merkwürdigen Versuchen vorführen, welche zunächst zeigen, welchen Wärmeschutz die relativ große Oberfläche einem von der Sonne leicht durchstrahlten Organ gewährt.

Die Anregung zu den nachfolgend mitgeteilten Versuchen erhielt ich durch ein mit meinem verehrten Freunde, dem Physiker Professor E. MACH geführtes Gespräch, in welchem ich ihm meine Beobachtungen und Anschauungen über den Zusammenhang von Blattgestalt und Lichtgenuß, insbesondere über den Wärmeschutz, den Pflanzen durch eine weitgehende, von starker Oberflächenvergrößerung begleitete Zerteilung ihres Laubes erfahren, mitteilte. Professor MACH machte mich damals auf die Tatsache aufmerksam, daß in den Fernrohren die außerordentlich zarten Fäden (Spinnenfäden) der Fadenkreuze auch dann nicht verbrennen, wenn sie in dem Brennpunkt der von der Sonne bestrahlten Okularlinse zu liegen kommen, weil infolge der relativ großen Oberfläche dieser zarten Fäden die Wärmeableitung eine sehr große ist.

Ich habe folgenden vergleichenden Versuch ausgeführt, welcher die begrenzte Erwärmungsfähigkeit einer an sich leicht entzündlichen Substanz, wenn derselben durch die Fadenform eine relativ große Oberfläche gegeben wird, sehr anschaulich macht. Bei klarem Himmel und aufsteigender Sonne brachte ich einen gewöhnlichen Korkpfropfen von Zeit zu Zeit in den Brennpunkt einer Sammellinse, bis bei bestimmter Sonnenhöhe die Strahlung so groß war, daß der Kork sofort zu brennen anfing. Es wurde nun ein homogener zarter aus dem Kork geschnittener Streifen, dessen Querschnitt etwa 0,2 qmm betrug, in den Brennpunkt eingeführt. Es verging nun ein Zeitraum von 14—15 Sekunden, bis dieses fadenförmige Korkstück sich entzündete. Man sieht, welchen Wärmeschutz dieser Korkfaden der Kleinheit seines Querschnittes und infolgedessen seiner relativ großen Oberfläche zu danken hat[1]).

---

[1]) S. hierüber PFEFFER, Pflanzenphysiologie, 2. Aufl., Bd. II. S. 832.

Ich gehe nun zu meinen mit lebenden Pflanzenteilen vorgenommenen Versuchen über.

Nr. 1. Versuch mit frischen Grannen von *Hordeum murinum.*

Es wurde dieses Objekt wegen der geringen Dicke des Querschnittes gewählt. Die Anatomie der Gerstengrannen ist nach den Untersuchungen von MIKOSCH und ZÖBL bekannt. Die genannten Autoren haben durch experimentelle Prüfung dargetan, daß die Grannen der *Hordeum*-Arten durch auffällig starke Transpiration ausgezeichnet sind[2]).

Zu diesem und allen nachfolgenden Versuchen diente eine Plankonvexlinse, welche einen Durchmesser von 7 und eine Brennweite von 16,5 cm besaß. Diese Sammellinse wurde bei völlig klarem Himmel (B_0), also auch völlig unbedeckter Sonne (S_4) aufgestellt und der Brennpunkt dieser Linse fixiert, so daß das Versuchsobjekt sofort in den Brennpunkt, genauer gesagt, in die Brennfläche[3]) der Linse gebracht werden konnte.

Es wurde nun bei einer mittleren Lufttemperatur (im Schatten) und steigender Sonnenhöhe zugewartet, bis ein festgefügtes, aus fünfzig frischen Grannen bestehendes Bündel in die Brennfläche gebracht, sich sofort entzündete. Es erfolgte dies bei einer Sonnenhöhe von 26° 49′, wobei die Lufttemperatur im Schatten 19,5° C betrug und das CASELLAsche Radiations-Thermometer 27,3° C anzeigte. Es wurde nun ein aus 25 frischen Grannen bestehendes, gleichfalls festgefügtes Bündel in die Brennfläche gebracht, welches nach 3—4 Sekunden zu brennen begann. Nun wurde eine einzelne frische Granne in die Brennfläche gebracht. Obgleich sie einen Anblick darbot, als wäre sie weißglühend, war sie nach Ablauf von einer Minute nicht einmal angekohlt. Ich ließ sie noch weitere drei Minuten in der Brennfläche: sie erschien trotz der im ganzen vier Minuten anwährenden Einwirkung der hohen in der Brennfläche herrschenden Temperatur unverändert. Es hat also bei der einzelnen Granne, deren mittlerer Halbmesser bloß 0,07 mm betrug, infolge des kleinen Querschnittes eine sehr leichte Durchstrahlung und infolge der relativ großen Oberfläche eine so starke Ausstrahlung oder Ableitung der Wärme stattgefunden — was das wichtigere Moment war, soll weiter unten dargelegt werden —, daß die einzelne Granne in der Brennfläche der Linse nicht auf die Entzündungstemperatur gebracht werden konnte, während, wie wir gesehen haben, ein dichtes Bündel von 50 Grannen unter völlig gleichen Verhältnissen sich fast momentan entzündete. Diese Erscheinung ist um so merkwürdiger, als die einzelne Granne infolge ihrer großen Oberfläche die von außen empfangene Wärme relativ rasch ihrer Masse mitteilen und zudem aus demselben Grunde die Sauerstoffzufuhr eine relativ große sein mußte. Hieraus kann man entnehmen, wie groß der Wärmeschutz ist, welcher durch die Kleinheit des Objektes gewährleistet wird.

---

[1]) Man könnte leicht verleitet werden, diesen Versuch noch drastischer zu gestalten, etwa durch Anwendung von echtem, wegen seiner Feuergefährlichkeit berüchtigtem Zelluloid (Gemenge von Nitrozellulose und Kampfer). Bringt man einen aus Kampferzelluloid geschnittenen Faden von etwa 0,25 mm im Querschnitt in den Brennpunkt der Linse, bei einer Sonnenhöhe, bei welchem ein Kork sofort zu brennen beginnt, so entzündet sich derselbe selbst nach mehreren Minuten nicht; aber auch ein derbes, ein Quadratzentimeter großes Stück dieser Substanz entzündet sich unter diesen Verhältnissen nicht, weil eben unter diesen Verhältnissen die Temperatur sich nicht bis auf die Entzündungstemperatur der Substanz steigert. Bei sehr intensiver Strahlung muß selbstverständlich auch dieser Versuch gelingen.

[2]) Die Funktion der Grannen der Gerstenähre. Sitzungsber. der Wiener Akademie math. nat. Cl. Bd. 101 (1892).

[3]) Da als Lichtquelle die Sonne fungierte, welche auf der Erde gesehen einen scheinbaren Durchmesser von etwa einem halben Bogengrad aufweist, so erscheint, diesem Ausdehnungswerte entsprechend, im sog. Brennpunkt der Linse ein Sonnenbild, dessen Größe sich leicht berechnen läßt. Der Durchmesser (D) des Bildes ist gleich der Brennweite (f) der verwendeten Sammel-

Daß der vorgeführte Versuch nur unter bestimmten Bedingungen Beweiskraft hat, ist selbstverständlich. Bei sehr hohen Sonnenständen und dementsprechend bei hoher Anzeige des Radiations-Thermometers wird schließlich auch die einzelne Granne, namentlich wenn sie absolut trocken geworden ist, verkohlen und schließlich verbrennen.

Nr. 2. Versuch mit frischen Sprossen von *Asparagus plumosus.*

---

linse, multipliziert mit einer Konstanten, welche das Verhältnis des scheinbaren Sonnendurchmessers zum vollen Kreisumfang ausdrückt.

$$D = f \cdot 0{,}0093.$$

In unserem Falle betrug der Durchmesser des Sonnenbildes etwa 0,15 cm. Das Sonnenbild war also groß genug, um die einzelne Granne ihrer ganzen Dicke nach aufzunehmen und der übrig gebliebene Spielraum gestattete noch eine Verschiebung der Granne innerhalb der Brennfläche.

Diese Sprosse sind mit kurzen linearen, als Organe der Kohlensäureassimilation dienenden Phyllocladien besetzt, welche einen mittleren Halbmesser von 0,09 mm aufweisen. Sie sind konzentrisch gebaut, ihre anatomischen Verhältnisse sind von REINKE[1]) geschildert worden.

Bringt man einen frischen Sproß dieser Pflanze in eine kleine Flamme, z. B. in die eines gewöhnlichen schwedischen Zündhölzchens, so brennt er fast augenblicklich ab unter Hinterlassung einer feinen, fast weißen Asche. Wird nun ein solcher Sproß unter den äußeren Bedingungen des Versuches Nr. 1 in die Brennfläche der Sammellinse gebracht und sorgt man dafür, daß nur die Phyllocladien bestrahlt werden, so brennen dieselben selbst nach fünf Minuten nicht ab. Am besten ist es, dafür Sorge zu tragen, daß nur je ein einzelnes Phyllocladium in der Brennfläche zu liegen kommt. Liegen sie büschelförmig nebeneinander, so kann die Erwärmung ähnlich so wie bei den obengenannten Grannenbündeln überhandnehmen. Insbesondere hat man dafür Sorge zu tragen, daß nicht dickere Stengelteile der Pflanze in die Brennfläche geraten; infolge ihrer relativ großen Masse entzünden sich dieselben unter Versuchsbedingungen, unter welchen die einzelnen Phyllocladien intakt bleiben.

Nr. 3. Versuche mit den Phyllocladien von *Ruscus aculeatus.*

Unter angenähert fast gleichen äußeren Versuchsbedingungen wurden die bekannten blattartigen Phyllocladien dieser Pflanze (Mäusedorn) parallel zur Linse, also senkrecht zum Lichteinfall, in die Brennfläche gestellt. Die Brennfläche (Sonnenbild) hob sich als hellbeleuchteter Kreis von dem übrigen Teil des Phyllocladiums scharf ab. In der Mitte dieses hellen Kreises brannte sich schon nach 10 Sekunden ein punktförmiges Loch ein und wenige Sekunden später brannte die hellbeleuchtete Partie ganz durch. Der Versuch wurde mehrmals wiederholt: in einem Zeitraum von 9—11 Sekunden war das Anbrennen stets sehr auffällig wahrzunehmen.

Nr. 4. Versuch mit den Blättern von *Myrtus communis.* Unter annähernd gleichen äußeren Verhältnissen trat das Anbrennen nach 16—18 Sekunden ein.

Nr. 5. Vergleichender Versuch, angestellt mit den Phyllodien einer *Acacia* und mit den Blättern der *Erica hiemalis.*

---

[1]) Die Assimilationsorgane der Asparageen, Jahrb. f. wiss. Bot., Bd. XXXI (1898).

Die Strahlungs- und Lufttemperatur war angenähert die gleiche wie in den früheren Versuchen:

Sonnenhöhe 25 ° 58 ′,
Lufttemperatur 19,2 ° C,
Strahlungstemperatur 26,9 ° C.

Der Versuch wurde in der Art durchgeführt, daß knapp hintereinander einmal mit dem Akazien-Phyllodium und sodann mit dem Erikablatt operiert wurde:

Dimensionen des Phyllodium { Länge 122 mm
Breite 13 „
Dicke 0,5 „

Dimensionen des Erikablattes { Länge 5,5 mm
Breite 0,65 „
Dicke 0,45 „

Die Oberfläche des Phyllodiums erscheint völlig glatt, hingegen sind die Erikablätter mit schütter gestellten einzelligen, kurzen kegelförmigen Haaren besetzt, welche die wärmeableitende bzw. wärmeausstrahlende Oberfläche der kleinen Blätter noch etwas vergrößert. Die Phyllodien brannten nach 9 Sekunden durch, die Blätter der Erika begannen nach 40—50 Sekunden zu brennen.

Wie schon oben bemerkt, soll auf eine vollständige Analyse des jeweiligen Wärmezustandes der im Versuche verwendeten Pflanzenorgane nicht eingegangen werden. Ich will nur versuchen, darzulegen, daß es in erster Linie die durch die relativ große Oberfläche bedingte starke Wärmeableitung, verbunden mit der leichten Durchstrahlbarkeit, ist, welche die Temperaturerhöhung der bestrahlten Pflanzenteile in engen Schranken hält.

Bei Beurteilung der Wärmeverhältnisse eines grünen Pflanzenorgans wird man — abgesehen von der Lufttemperatur, welche in allen bisher mitgeteilten Versuchen die gleiche und zwar eine mittlere war, zu unterscheiden haben zwischen jenen Ursachen, welche zu einer Erhöhung und solchen, welche zu einer Erniedrigung der Temperatur führen.

Alles Nebensächliche beiseite gelassen, gehören zu den die Temperatur der betreffenden Pflanzenorgane erhöhenden Faktoren: die Atmung, die Absorption des Lichtes (inkl. des dunklen Wärmeanteils des Spektrums) durch das Chlorophyll und die Wärmeabsorption anderer Gewebsbestandteile, zu den die Temperatur erniedrigenden Faktoren die Wärmeflexion, die Transpiration, die Wärmeausstrahlung und die Wärmeableitung.

Da es sich hier bloß darum handelt, zu erläutern, welche Umstände die in der Brennfläche liegenden Pflanzenteile verhindern, auf die Entzündungstemperatur zu kommen, so kann hier wohl von jenen eben genannten Momenten, welche eine Temperaturerhöhung hervorbringen, abgesehen werden.

In bezug auf die Temperaturerniedrigung der bestrahlten Organe durch Reflexion ist namentlich auf den mit der Myrte angestellten Versuch zu verweisen. Die relativ starke Reflexion des Lichtes und der Wärme hat bei dieser Pflanze die Entzündung nicht verhindert, mithin kann wohl nicht angenommen werden, daß bei den in die Brennfläche gebrachten zarten im Vergleiche zum Myrtenblatte viel schwächer reflektierenden Pflanzenteilen die Wärmereflexion bei der faktisch stattgefundenen geringen Temperaturerhöhung eine beträchtliche Rolle gespielt habe.

Auch die Transpiration, welche stets mit einer Herabsetzung der Temperatur der funktionierenden Organe einhergeht, kann nicht entscheidend in den Prozeß der auffallend geringen Wärmesteigerung der in die Brennfläche gebrachten, aber sich nicht entzündenden Pflanzenteile eingreifen. Insbesondere wäre hier zu erinnern, daß die Grannen von *Hordeum* stark transpirieren. Gleichwohl kann die Transpiration zur Temperaturerniedrigung der in der Brennfläche befindlichen aber sich daselbst nicht entzündenden Organe kaum etwas beitragen, da die abgegebenen Wassermengen (z. B. bei den Gerstengrannen und den Phyllocladien von *Asparagus plumosus*) nur eine ganz minutiöse sein kann.

Was sodann den Einfluß der Wärmeausstrahlung anlangt, so ist zunächst zu berücksichtigen, daß das Ausstrahlungsvermögen der Körper ihrem Wärmeabsorptionsvermögen direkt proportioniert ist. In der Pflanze kommt es aber schon wegen der Lage der Organe und ihrer verschiedenen Lage zur freien Himmelsfläche nicht zu einem Wärmeausgleich. Ich habe dies in meinem Aufsatz über den Hitzelaubfall[1]) für einen speziellen Fall auseinandergesetzt. Die in der Peripherie der Baumkrone befindlichen Blätter sind gleich intensiv bestrahlt, wie die in einer nach außen offenen Höhlung der Krone befindlichen; aber die ersteren strahlen gegen die Himmelsfläche bei weitem mehr Wärme aus als die letzteren.

---

[1]) Diese Berichte, Bd. XXII (1904), S. 501 ff.

gerade diese „verbrennen" bei starker Sonnenstrahlung, während jene intakt bleiben. An der Wärmeausstrahlung der in die obigen Versuche einbezogenen zarten Pflanzenteile ist wohl nicht zu zweifeln; allein infolge der fortwährend wirkenden Wärmeabsorption kann der Wärmeverlust nicht sehr in die Wagschale fallen. Es ist somit wohl als gewiß anzusehen, daß als Hauptursache der geringen Temperaturerhöhung der zarten im Brennfelde der Sammellinse liegenden Organe die durch die relativ große Oberfläche bedingte starke Wärmeableitung in Verbindung mit der selbstverständlichen leichten Durchstrahlbarkeit solcher zarten Objekte anzunehmen ist.

Eine Bestätigung dieser Auffassung scheint mir in der Tatsache gelegen, daß bei gleicher Sonnenhöhe und gleicher Strahlungstemperatur die Entzündung der Pflanzenteile desto länger auf sich warten läßt, je niederer die Temperatur der die Pflanzenteile umgebenden Luft ist.

Nr. 6. Versuche mit Phyllodien von *Acacia* sp. und mit Blättern von *Erica hiemalis*.

Diese Versuche hatten den Zweck, bei angenähert gleicher Sonnenhöhe und gleicher Strahlungswärme, wie solche in dem Versuch Nr. 5 herrschten, aber bei beträchtlich niedrigerer Temperatur die Verbrennung einzuleiten, beziehungsweise den Nichteintritt der Entzündung festzustellen.

Zu dem hier zu beschreibenden Versuch diente ein *Acacia*-Phyllodium von genau denselben Dimensionen wie im Versuch Nr. 5 und ein Sproßstück der genannten *Erica*. Es wurden Blätter dieser Pflanze in die Brennfläche gebracht, welche die gleiche Länge hatten wie die im genannten Versuch verwendeten. Es durfte angenommen werden, daß dieselben auch jene Breite und Dicke hatten, wie die Blätter des Versuchs Nr. 5.

Die Versuche wurden anfangs November, zu welcher Zeit die Mittagssonnenhöhe etwa 26 ° beträgt, unternommen. Aber es gelang nicht gleich bei dieser Mittagssonnenhöhe eine Strahlungstemperatur von 26—27 ° vor sich zu haben. Dies gelang erst am 6. November, ziemlich genau zu Mittag. Die Sonnenhöhe betrug 25 ° 53 ′, die Strahlungstemperatur 26,8 ° C. Dabei hatte die Luft eine Temperatur von 8,5 ° C.

Es dauerte 27 Sekunden, bis in das Phyllodium ein Loch eingebrannt war und erst nach 170 Sekunden machten sich die ersten Spuren des Abbrennens der Blätter an *Erica hiemalis* bemerkbar.

Es braucht wohl nicht näher ausgeführt zu werden, daß man bei hohem Sonnenstande und hoher Lufttemperatur nicht nur die Blätter der *Erica*, sondern überhaupt jeden Pflanzenteil durch eine Sammellinse entzünden oder wenigstens zum Verkohlen bringen kann.

Nr. 7. Versuch mit den Phyllocladien von *Ruscus aculeatus* bei niedriger Lufttemperatur, aber gleicher Sonnenhöhe und gleicher Strahlungsübersicht wie im Versuch Nr. 3.

Sonnenhöhe 25 ° 51 ′,
Strahlungstemperatur 26,2 ° C,
Lufttemperatur 6,5 ° C.

Das Anbrennen der Phyllocladien erfolgt nach 27--32 Sekunden.

Nr. 8. Zum Schlusse führe ich noch die Resultate eines Versuches an, den ich gemeinschaftlich mit Herrn Dr. A. JENCIC, Assistenten am pflanzenphysiologischen Institut, durchführte. Es wurde ein Bruchstück einer Bastzelle von *Boehmeria tenacissima* welches eine Länge von 4,5 cm und einen mittleren Durchmesser von 0,050 mm aufwies, in passender Weise stabil eingespannt und zur Sammellinse so gestellt, daß diese feine Faser möglichst genau in die Mitte der Brennfläche zu liegen kam. Da der Versuch mehr als 20 Minuten dauerte, mußte die scheinbare Sonnenbewegung wohl beachtet und dementsprechend die Stellung der Linse zur Faser von Zeit zu Zeit geändert werden.

Der Versuch wurde bei völlig klarem Himmel (B_0) und unbedeckter Sonne (S_4) am 12. November zwischen 12^h und 1^h p. durchgeführt bei einer Lufttemperatur, welche zwischen 12,1 und 13,2 ° C schwankte und bei einer Strahlungstemperatur von 29,5 bis 30,8 ° C. Sonnenhöhe = 24 °.

Die einzelne Faser (Bruchstück einer Bastzelle) erhielt sich in der Brennfläche durch volle 21 Minuten vollkommen intakt und hätte wohl noch längerer Einwirkung standgehalten; aber der Versuch mußte unterbrochen werden, da die Sonne nach Ablauf der genannten Zeit durch einen Gebäudeteil verdeckt wurde.

Gleich nach Durchführung dieses Versuches wurde ein aus zahlreichen isolierten Bastzellen von *Böhmeria tenacissima* bestehendes dicht zusammengedrehtes Bündel in die Brennfläche der Linse gebracht. Fast in demselben Momente, in welchem dieses Bündel in den Brennpunkt der Sammellinse gebracht wurde, erfolgte auch schon die Entzündung. Nach Schluß des Versuches ergab sich, daß das Bündel aus 866 Zellen bestand. Schätzungsweise hatte dieses Bündel eine Dicke von 2 mm.

Aus den mitgeteilten Versuchen wird man folgern dürfen, daß eine weitgehende Laubzerteilung und überhaupt die kleindimensionale Ausbildung der Pflanzenteile infolge der durch die relativ große Oberfläche gegebenen raschen Wärmeableitung, verbunden mit außerordentlich leichter Durchstrahlbarkeit, einen weitgehenden Wärmeschutz den betreffenden Pflanzenorganen sichert.

Wien, im November 1908.

83. Erwin Baur: Über eine infektiöse Chlorose von Evonymus japonicus.

(Eingegangen am 27. November 1908.)

In meiner letzten Mitteilung[1]) über infektiöse Chlorosen habe ich es als nächste Aufgabe auf diesem Gebiete genannt, eine Isolierung des eigenartigen die Infektion bewirkenden Virus zu versuchen. Es ist mir leider bisher nicht möglich gewesen, diese Frage in Angriff zu nehmen; einen Weg zu experimentellem Vorgehen glaube ich zwar gefunden zu haben, aber diese Versuche wären nur in einem feuchten Warmhaus auszuführen, über das ich nicht verfüge. Ich muß deshalb wohl oder übel bis auf weiteres diese Fragen ruhen lassen.

Dagegen habe ich im vergangenen Sommer einige andere Versuche mit infektiös chlorotischen Pflanzen abschließen können, deren Resultate mir einer kurzen Mitteilung wert scheinen. Die Versuche betreffen die Natur einiger buntblättriger Sippen von *Evonymus japonicus*. Veranlassung zu Versuchen mit dieser Spezies war für mich eine Angabe von BOUCHÉ in den Sitzungsberichten der Gesellschaft naturforschender Freunde zu Berlin, Sitzung vom 17. Juli 1871. BOUCHÉ hatte auf zwei grüne Exemplare an „verschiedenen Stellen seitlich in den Stamm Pfropfreiser von zwei verschiedenen gelb und weiß panaschierten Abarten desselben Strauches“ eingesetzt und beobachtet, daß die vorher rein grünblättrigen beiden Pflanzen an den nach der Pfropfung produzierten

---

[1]) Diese Berichte Bd. 25. 1907. S. 410.

Zweigen Blätter bildeten, welche „deutliche Spuren einer weißlichen Aderung tragen." BOUCHÉ folgerte, daß „diese Umwandlung hinsichtlich der Blattfärbung auch hier als eine Ansteckung durch den Saft der weißbunten Pfropfreiser zu betrachten ist".

Von *Evonymus japonicus* gibt es eine lange Liste von verschiedenen buntblättrigen Varietäten. Welche davon BOUCHÉ zu seinen Versuchen verwendet hat, weiß ich nicht. Ich habe auf gut Glück mit zweien experimentiert: erstens mit einer typischen Weißrandvarietät: *Evon. jap. argenteo-marginatus*[1]) und zweitens mit einer gelbrandigen Form: *Evon. jap. fol. aureo-marginatis.*

Die erstere Varietät ist nicht infektiös, ich habe eine große Anzahl von Pfropfungen von grünen auf weißrandige und von weißrandigen auf grüne Pflanzen mehrere Jahre hindurch beobachtet. Irgend welche Infektion erfolgte in keinem Fall, auch nicht nach vierjährigem Bestehen der Pfropfsymbiose. Dagegen ist diese Weißrandvarietät samenbeständig, allerdings in höchst eigenartiger Weise, über die ich bei einer anderen Gelegenheit berichten werde.

Die zweite verwendete Varietät ist ausgezeichnet durch Blätter, die einen ziemlich breiten gelben Rand haben, während das Zentrum der Blattfläche grün oder grüngelb marmoriert ist. Über die Erblichkeit dieser Form kann ich keine Angaben machen, ich habe nie Samen erhalten. Die Pfropfversuche ergaben ein Resultat, das mit den Angaben BOUCHÉs völlig im Einklang steht. Grüne Pflanzen, auf welche Zweige dieser gelbrandigen gepfropft waren, oder umgekehrt, grüne Zweige, die auf solche gelbrandige Individuen transplantiert worden waren, bildeten ausnahmslos weiterhin keine rein grünen, sondern eigentümlich gelbgeaderte Blätter. Besonders junge Blätter zeigen diese gelbe Aderung sehr deutlich, an den älter gewordenen Blättern ist die Verfärbung nur bei durchfallendem Lichte gut zu erkennen. Mit der Zeichnung, wie sie die Blätter des gelbrandigen *Evon. jap. fol. aureo-marginatis* aufweisen, hat die eigentümliche gelbliche Nervatur aber gar keine Ähnlichkeit.

Es war nun die Frage, bleibt diese neue „Panaschierung" in den infizierten Pflanzen bestehen, auch wenn sie nicht mehr mit den bunten in Pfropfsymbiose leben. Dies ist der Fall, ich habe eine Anzahl von Zweigen von derartig infizierten Pflanzen abgeschnitten und als Stecklinge kultiviert. Diese Pflanzen sind heute zwei Jahre alte große kräftige Büsche, die aber alle noch unverändert die gelbe Aderung der Blätter aufweisen. Ich habe dann weiterhin Zweige von diesen infizierten Pflanzen abgeschnitten und auf rein grüne gepfropft, stets mit dem Ergebnis, daß die gelbe Aderung dann auch auf die neuen Pflanzen überging.

---

[1]) Ich gebrauche die Bezeichnung, unter der die betreffenden Sippen im Kataloge von HAAGE und SCHMIDT (Erfurt) angeführt werden.

Es frägt sich, wie ist diese Erscheinung zu verstehen. Das Sonderbare ist daran, daß eine Art von Panaschierung auf dem Wege der Pfropfinfektion in grünen Pflanzen der gleichen Spezies eine ganz anders aussehende Panaschierung hervorruft, die dann allerdings sich genau in der gleichen Weise als infektiös erweist, wie die bisher von mir näher untersuchten sonstigen infektiösen Chlorosen.

Ich glaube die Erklärung für diese Erscheinung gibt das von mir mit der infektiösen Chlorose des *Ligustrum vulgare fol. aureo-variegatis* infizierte *Lig. vulg. aureum*, also eine Pflanze, die zweierlei Arten von Panaschierung in sich hat, eine infektiöse und eine nicht infektiöse. In ähnlicher Weise muß also wohl auch der *Evon. jap. fol. aureo-marginatis* zweierlei Panaschierungen enthalten, eine — sehr auffällige — nicht infektiöse, welche sich durch den gelben Blattrand äußert, und eine zweite durch die gelbliche Aderung gekennzeichnete infektiöse, welche aber auf den stark gelbbunten Blättern des *Evon. jap. fol. aureo-marginatis* nicht erkannt werden kann. In gleicher Weise ist ja übrigens auch die durch das *Lig. vulg. fol. aureovarieg.* auf *Lig. vulg. aureum* erzeugte infektiöse Chlorose nur sehr schwer zu sehen.

Es wird gebeten, alle wissenschaftlichen Zusendungen für die Sitzungen im Jahre 1909 **mit genauer Angabe der Adresse des Absenders an Herrn Geh. Regierungsrat** Prof. Dr. L. Kny, **Wilmersdorf-Berlin, Kaiserallee** 186/87, **zu richten.**

Die wissenschaftlichen Sitzungen finden mit **Ausnahme der Monate August** und September am letzten Freitag jeden Monats abends 7 Uhr statt.

☞ Sämtliche Mitteilungen für die Berichte müssen spätestens **acht Tage vor der Sitzung,** für welche sie bestimmt sind, dem Vorsitzenden **vollständig druckreif** im Manuskript — **die Tafeln genau im Format** (12/18 *cm*) — eingereicht werden. **Die Mitteilungen sollen der Regel nach den Umfang von 8 Druckseiten nicht überschreiten.** (Geschäftsordnung § 22.) Die Aufnahme von Mitteilungen, welche in unrichtigem Deutsch abgefasst sind, muss wegen der daraus entstehenden Unzuträglichkeiten beanstandet werden. Die Beanstandung betrifft auch Arbeiten, welche Diagnosen in fehlerhaftem Latein enthalten. Es wird gebeten, im Manuskript nur eine Seite zu beschreiben und am Kopfe desselben die Anzahl der gewünschten Sonderabdrücke anzugeben.

Die Verantwortlichkeit für ihre Mitteilungen tragen die Verfasser selbst.

Alle auf die Veröffentlichung der Berichte bezüglichen Schriftstücke, Korrekturen usw. sind zu senden an Herrn Dr. W. Wächter, Steglitz bei Berlin, Florastr. 2B. Ein unmittelbarer Verkehr zwischen den Autoren und der Druckerei findet nicht statt.

Vorstand und Kommissionen der Gesellschaft für das Jahr 1909.

Für die Generalversammlung: **Schwendener**, Präsident; **Wortmann**, Stellvertreter.

Für die wissenschaftlichen Sitzungen in Berlin: **Kny**, Vorsitzender; **Engler**, erster Stellvertreter, **O. Reinhardt**, zweiter Stellvertreter; **H. Fischer**, erster Schriftführer, **Köhne**, zweiter Schriftführer, **Lindau**, dritter Schriftführer.

Schatzmeister: **O. Appel.**

Redaktions-Kommission: **L. Kny, H. Fischer, Köhne, Lindau, Ascherson, Gilg, Kolkwitz.**

Geschäftsführender Sekretär: **W. Wächter.**

Alle Geldsendungen, sowie die auf das Bezahlen der Jahresbeiträge bezüglichen Schriftstücke, werden franko „An die Kur- und Neumärkische Darlehnskasse für die Deutsche Botanische Gesellschaft, Berlin W 8, Wilhelmplatz 6“, erbeten. Der Beitrag **beträgt für ordentliche Berliner Mitglieder Mk. 20, für auswärtige ordentliche Mk. 15, für alle ausserordentlichen Mitglieder Mk. 10.** Alle event. Reklamationen, die Versendung der Berichte und Sonderabdrücke betr., sind **innerhalb sechs Monate nach Abschluss des betreffenden Bandes** unmittelbar an die Verlagshandlung, **Gebr. Borntraeger**, Berlin SW 11, Grossbeeren-Str. 9, zu richten. Adressenänderungen sowie alle das Mitgliederverzeichnis betreffenden Berichtigungen oder sonstige geschäftliche Mitteilungen bittet man an Herrn Dr. W. Wächter, Steglitz bei Berlin, Florastr. 2B, zu senden.

⁂

Sonderabdrücke aus unseren Berichten

unterliegen folgenden Bestimmungen:

1. Jeder Autor erhält **50 Sonderabdrücke mit Umschlag broschiert kostenfrei** geliefert.
2. Für Mehrabzüge wird, sofern die Bestellung der Überzahl vor der letzten Korrektur erfolgt, die Berechnung nach folgendem Tarif durchgeführt:

1.	für jeden verwandten Bogen Papier zum Text	2	Pfennige
2.	für jede schwarze Tafel einfachen Formates .	5	„
3.	bei Doppeltafeln pro Tafel mehr	2	„
4.	bei mehrfarbigen Tafeln für jede Farbe pro Tafel mehr	3	„
5.	bei Doppeltafeln pro Tafel und Farbe mehr .	2	„
6.	Buchbinderlohn für jeden Abdruck	1,35	„
7.	für jeden Umschlag	1.5	„
8.	für einen besonderen Titel auf dem Umschlage, falls ein solcher gewünscht wird	3,50	Mark.

Pfennige, welche durch 5 nicht teilbar sind, werden nach oben auf 5 abgerundet.

Verlag von Gebrüder Borntraeger in Berlin
SW 11 Grossbeeren Strasse 9

Studien über die Regeneration.

Von Professor Dr. **B. Němec.** Mit 180 Textabbildungen. Geheftet 9 M. 50 Pf., gebunden 11 M. 50 Pf.

Jugendformen und Blütenreife im Pflanzenreich

von Prof. Dr. **L. Diels.** Mit 30 Textfiguren. Geheftet 3 M. 80 Pf., gebunden 4 M. 80 Pf.

Die wirtswechselnden Rostpilze.

Versuch einer Generaldarstellung ihrer biologischen Verhältnisse. von Professor Dr. **L. Klebahn.** Mit 8 Tafeln. Geheftet 20 M., in Halbfranz gebunden 23 M.

Die Bedeutung der Reinkultur.

Eine Literaturstudie von Dr. **Oswald Richter,** Privatdozenten und Assistenten am Pflanzenphysiologischen Institut der deutschen Universität in Prag. Mit 3 Textfiguren. Geheftet 4 M. 40 Pf.

Die Bestimmung und Vererbung des Geschlechtes.

Nach neuen Untersuchungen mit höheren Pflanzen von **Professor Dr. C. Correns.** Mit 9 Textabbildungen. Geheftet 1 M. 50 Pf.

Über Vererbungsgesetze.

Vortrag, gehalten in der gemeinschaftlichen Sitzung der naturwissenschaftlichen und der medizinischen Hauptgruppe der Versammlung Deutscher Naturforscher und Ärzte in Meran am 27. September 1905 von **Professor Dr. C. Correns.** Mit vier z. T. farbigen Abbildungen. Preis kartoniert 1 M. 50 Pf.

Ausführliche Prospekte gratis und franko.

Druck von A. W. Hayn's Erben, Berlin SW 68.

BAND XXVI a. JAHRGANG 1908. HEFT 10.

BERICHTE

DER

DEUTSCHEN

BOTANISCHEN GESELLSCHAFT.

GEGRÜNDET AM 17. SEPTEMBER 1882.

SECHSUNDZWANZIGSTER JAHRGANG.

HEFT 10.
(MIT TAFEL XII—XV.)

AUSGEGEBEN AM 28. JANUAR 1909.

BERLIN,
GEBRÜDER BORNTRAEGER.
1909.

Inhaltsangabe zu Heft 10.

Seite
Sitzung vom 21. Dezember 1908 715

Mitteilungen:

84. D. Prianischnikow: Zur physiologischen Charakteristik der Ammoniumsalze 716
85. W. W. Lepeschkin: Zur Kenntnis des Mechanismus der Variationsbewegungen. (Vorläufige Mitteilung) . . 724
86. F. W Neger: Ambrosiapilze. (Mit Taf. XII und 2 Textfiguren) 735
87. Hugo de Vries: Bastarde von Oenothera gigas . . . 754
88. A. Scherffel: Asterococcus n. g. superbus (Cienk.) Scherffel und dessen angebliche Beziehungen zu Eremosphaera. (Mit 3 Textfiguren) 762
89. W. Ruhland: Die Bedeutung der Kolloidalnatur wässeriger Farbstofflösungen für ihr Eindringen in lebende Zellen 772
90. A. Scherffel: Einiges zur Kenntnis von Schizochlamys gelatinosa A. Br. (Mit Tafel XIII) 783
91. G. Bredemann: Bemerkungen zu „Hans Pringsheim: Zur Regeneration des Stickstoffbindungsvermögens von Clostridien" 795
92. A. Schulz: Über Briquets xerothermische Periode. III 796
93. E. Rübel: Überwinterungsstadien von Loiseleuria procumbens (L.) Desv. (Mit Tafel XIV) 803
94. B. Němec: Über die Natur des Bakterienprotoplasten 809
95. N. Wille: Zur Entwicklungsgeschichte der Gattung Oocystis. (Mit Tafel XV) 812

Nächste Sitzung der Gesellschaft:

Freitag, den 29. Januar 1909,

abends 7 Uhr.

im Hörsaale des Schwendener'schen Instituts in Berlin NW,

Dorotheenstraße 5, I.

Sitzung vom 21. Dezember 1908.

Vorsitzender: Herr L. KNY.

Der Vorsitzende macht der Gesellschaft Mitteilung von dem Ableben zweier Mitglieder, welche ihr seit dem ersten Jahre ihrer Begründung angehört haben

des Professors am Realgymnasium in Brandenburg a. H.,

A. Barnêwitz,

(gestorben am 26. Oktober 1908) und

des Kgl. Gartenbaudirektors

H. Lindemuth,

Dozenten an der Kgl. landwirtschaftlichen Hochschule in Berlin (gestorben am 1. Dezember 1908).

Um das Andenken der Verstorbenen zu ehren, erhoben sich die Anwesenden von ihren Sitzen.

Als ordentliche Mitglieder sind vorgeschlagen die Herren:

Dittrich, Dr. phil. **Gustav**, Gymnasialoberlehrer in **Breslau**, Tiergartenstraße 49 (durch F. ROSEN und E. PRINGSHEIM).

Tessendorff, Ferdinand, Oberlehrer am Helmholtz-Realgymnasium in **Friedenau** bei **Berlin**, Eschenstraße 15 (durch P. ASCHERSON und P. GRAEBNER).

Als ordentliche Mitglieder werden proklamiert die Herren:

Harster, Richard in **München.**
Wissmann, Apotheker in **Straßburg i. E.**
Zeijlstra, Fzn., H. H., in Buitenzorg.
von Wahl, Dr. **Carl**, in **Augustenberg** bei **Grötzingen** in **Baden.**
Matthiesen, Dr., in **Berlin.**
Menzel, Dr. med. **Paul**, in **Dresden.**
Simon, Dr. **Joseph**, in **Dresden.**
Naumann, Dr. **Arno**, in **Dresden-Laubegast.**
Schwede, Dr. **Richard**, in **Dresden.**
Muschler, Dr., in **Steglitz** bei **Berlin.**

Mitteilungen.

---

84. D. Prianischnikow: Zur physiologischen Charakteristik der Ammoniumsalze.

(Eingegangen am 6. November 1908.)

Es zeigte sich bei unseren Versuchen im Jahre 1900[1]), daß das Einführen von Ammoniumsulfat zum partiellen Ersatz von Natronsalpeter in Sandkultur einen wesentlichen Einfluß auf die Ausnutzung von schwerlöslichen Phosphaten ausübt; so zum Beispiel wenn $^1/_4$ bis $^3/_4$ des Salpeterstickstoffs durch Ammoniumsulfat ersetzt wird, so sind auch die Gramineen imstande, die Phosphorsäure aus dem Rohphosphat aufzunehmen, und zwar in sehr bedeutender Menge, während ohne Ammoniumsulfat, bei ausschließlicher Salpeterernährung, dieselben Pflanzen auf dem Rohphosphat die Erscheinungen eines stark ausgeprägten Phosphorsäurehungers zeigen. Ganz anders aber steht die Sache, wenn die ganze Menge von Stickstoff als $(NH_4)_2SO_4$ gegeben wird; dann bleiben die Pflanzen in der Entwicklung zurück und leiden offenbar, sterben manchmal sogar ab[2]), obgleich die Analyse in diesem Falle einen anormal großen Gehalt an P_2O_5 in der Pflanzenmasse aufweist.

Wir haben damals die Schädlichkeit der einseitigen Einführung des $(NH_4)_2SO_4$ durch sehr stark ausgeprägte „physiologische Acidität" dieses Salzes erklärt. Es wurde aber später von anderen Verfassern darauf hingewiesen, daß unsere Erklärung nicht die einzig denkbare sei, daß die Pflanzen vielleicht dieses Salz sogar bei relativ schwacher Konzentration schwerer vertragen als die anderen Salze; dann könnte man auch die Frage stellen, ob nicht im Anfang die Pflanzen durch die alkalische Reaktion leiden können, weil das Rohphosphat auch Calciumcarbonat enthält, und

---

1) Landw. Vers.-Stat. 1902, S. 132; diese Zeitschrift, Bd. XVIII, 411.

2) Wir haben hier immer die Bedingungen der Sandkultur im Auge; im Boden kann oft die Düngung mit Ammoniumsulfat sehr gut vertragen werden und zwar aus verschiedenen Ursachen (Anwesenheit von Calciumcarbonat, Nitrifikation u. a.).

damit die Möglichkeit der Ammoniumcarbonatbildung gegeben werden kann[1]).

Obgleich wir bei unseren späteren Versuchen[2]) die saure Reaktion direkt (mit Lackmuspapier) in dem Sand konstatieren konnten und die günstige Einwirkung von $CaCO_3$ auf die leidenden Pflanzen beobachteten, schien es uns doch interessant, den Einfluß von verschiedenen Mengen dieser Substanz ($CaCO_3$) in diesem Falle näher kennen zu lernen. Solche Versuche wurden in den Jahren 1906—08 ausgeführt und folgenderweise angestellt: wenn wir berechnen, wieviel Schwefelsäure der $(NH_4)_2SO_4$-Menge entspricht, welche in ein Gefäß eingeführt wird, und dann so viel $CaCO_3$ einführen, daß in verschiedenen Gefäßen $^1/_4$, $^1/_2$, $^3/_4$, resp. die ganze Menge von H_2SO_4 neutralisiert werden könnte, so bekommen wir die Möglichkeit, aus den Ernteresultaten über die Rolle des $CaCO_3$ in unserem Falle einen Schluß zu ziehen. Wenn nämlich die Hauptursache der schlechten Wirkung des $(NH_4)_2SO_4$ in seiner physiologischen Acidität liegt, dann müssen wir bei Anwesenheit von Rohphosphat eine verschiedene Wirkung verschieden großer Gaben des $CaCO_3$ beobachten: sie muß im Anfang positiv, dann aber negativ ausfallen.

Aus dem Jahre 1906 stehen uns die Ergebnisse eines solchen Versuches, welcher auf unsere Veranlassung von Herrn TICHY mit Sommerweizen ausgeführt wurde, zur Verfügung. Es waren gewöhnliche Sandkulturen nach HELLRIEGEL, mit einigen früher beschriebenen Abweichungen (siehe d. oben erwähnten Abhandlungen in den Landw. Vers.-Stat.); es sei noch bemerkt, daß in den Gefäßen, in denen $Ca(NO_3)_2$ durch $(NH_4)_2SO_4$ ersetzt war, außer den Nährstoffen in der gewöhnlichen Form noch $CaSO_4$, um Kalkmangel zu vermeiden, zugesetzt wurde. Das Rohphosphat (aus Kostroma) enthielt etwa 28 pCt. P_2O_5; pro Gefäß von 4 Kilo wurden davon 1,12 g genommen; $CaCO_3$ wurde in Mengen von 0,30 resp. 0,60 und 1,20 g gegeben, um $^1/_4$, $^1/_2$ resp. die ganze Menge von H_2SO_4 des $(NH_4)_2SO_4$ zu binden. Übrigens ist die Versuchsanordnung aus folgender Tabelle ersichtlich, in der auch die Erntenangaben zusammengestellt sind.

---

[1]) Wir wollen dabei bemerken, daß diese letzte Voraussetzung schon a priori unwahrscheinlich erscheint, weil in der Kälte bei Wasserüberschuß gewöhnlich die Reaktion in umgekehrter Richtung vor sich geht: es bildet sich $(NH_4)_2SO_4$ und $CaCO_3$ auf Kosten von $(NH_4)_2CO_3$ und $CaSO_4$ (vgl. den Gebrauch von Gips als Schutzmittel gegen Stickstoffverluste bei Stallmistaufbewahrung).

[2]) Vgl. die Landw. Vers.-Stat. 1906, S. 42.

	Phosphorit + $(NH_4)_2SO_4$													
	Ohne $CaCO_3$		$+CaCO_3$ ($^1/_4$)		$+CaCO_3$ ($^1/_2$)		$+CaCO_3$ (1)		Phosphorit $+Ca(NO_3)_2$		Ohne P_2O_5 $Ca(NO_3)_2$		KH_2PO_4 $Ca(NO_3)_2$	
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14
Körner .	1,2	1,4	3,8	5,6	5,7	5,9	1,7	1,9	—	0,05	—	—	5,0	3,8
Stroh . .	3,6	3,4	7,2	8,5	11,0	12,1	1,5	6,3	2,7	0,75	0,7	0,9	1,5	9,1
Wurzeln	0,6	0,7	1,0	1,0	2,4	2,9	1,2	1,1	0,7	0,7	0,6	0,5	8,2	5,3
Gesamternte .	5,4	6,1	12,0	15,1	19,1	20,9	4,4	9,2	3,4	1,5	1,3	1,4	24,7	18,2
Mittel . .	**5,7**		**13,5**		**20,0**		**(6,8)**		**2,4**		**1,3**		**21,4**	

Daraus ist zu ersehen, daß das Calciumcarbonat, unseren Erwartungen entsprechend, die Wirkung von Ammoniumsulfat zuerst abgeschwacht hat, ohne sie aufzuheben; darum konnten die Pflanzen in den Gefäßen 3, 4, 5, 6 bessere Ernten als in 1, 2 liefern, wo die überschüssige Acidität ihre Entwicklung unterdrückte; wenn aber zu viel Kalk eingeführt wird (7, 8) und eine saure Reaktion gar nicht stattfinden kann, dann leiden die Pflanzen ersichtlich aus anderen Ursachen — es wird ihnen wieder die Phosphorsäure des Rohphosphats schwer zugänglich, wenn auch nicht ganz in dem Grade, wie bei der Ernährung mit $Ca(NO_3)_2$ (Gefäße 9 und 10). Die oben erwähnte Voraussetzung, daß die schädliche Wirkung durch $(NH_4)_2CO_3$-Bildung verursacht ist, steht mit diesen Ergebnissen in Widerspruch, da keine schädliche, sondern nur eine nützliche Wirkung aus $CaCO_3$ beobachtet worden ist.

Mit einer kleinen Abänderung wurde dieser Versuch im Jahre 1907 wiederholt; es wurde nämlich noch ein Paar Gefäße eingeführt, in welchen die Dosis von kohlensauren Kalk sehr hoch war ($^1/_4$ pCt. vom Sandgewicht, etwa 10 g pro Gefäß). Die Ergebnisse dieses Versuchs, welcher von Fräulein ČUDIN (TCHUDIN) ausgeführt worden ist, stimmen mit dem oben beschriebenen ganz überein.

	Phosphorit + $(NH_4)_2SO_4$															
	Ohne $CaCO_3$		$+CaCO_3$ ($^1/_4$)		$+CaCO_3$ ($^1/_2$)		$+CaCO_3$ (1)		Über-schuß von $CaCO_3$		Phosphorit $+Ca(NO_3)_2$		Ohne P_2O_5 $Ca(NO_3)_2$		KH_2PO_4 $Ca(NO_3)_2$	
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16
Körner . . .	0,5	1,6	4,2	4,9	5,0	5,2	0,3	—	—	—	0,05	—	—	—	8,7	9,2
Stroh	3,0	5,5	7,9	9,3	7,2	8,3	1,9	0,6	1,5	1,8	2,9	1,2	1,5	1,0	17,3	18,8
Wurzeln . .	0,3	0,9	1,5	2,2	0,7	1,5	0,6	0,7	0,5	0,7	1,2	0,6	0,3	0,7	4,3	9,4
Gesamternte	3,8	8,0	13,5	16,4	12,9	15,0	2,8	1,3	2,8	1,5	4,2	1,8	1,8	1,7	30,3	36,9
Mittel	**(5,9)**		**14,9**		**13,9**		**2,0**		**1,7**		**(3,0)**		**1,7**		**33,6**	

Es zeigen unter diesen Bedingungen die Erntegrößen, wie auch die Höhe der Pflanzen eine bestimmte Abhängigkeit von der zugesetzten $CaCO_3$-Menge; bei graphischer Darstellung fällt der Gipfel der Kurve mit den Gefäßen zusammen, in denen der Kalk $^1/_4$—$^1/_2$ der Schwefelsäure des Ammoniumsulfats binden konnte.

Die Gefäße 9 und 10 haben viel mehr $CaCO_3$ bekommen als andere, nämlich etwa 10 g pro Gefäß; wenn man die Frage stellen wollte, ob eine solche Menge Kalk an und für sich von den Pflanzen gut vertragen werden kann, so können wir sie auf Grund der anderen Serie unserer Versuche bejahen: weder bei Anwesenheit von saurem Phosphat, noch in Gegenwart von Dicalciumphosphat und Thomasphosphat bemerkt man eine Ernteerniedrigung, auch wenn größere Mengen (30—40 g pro Gefäß von 4 bis 5 Kilo Sand) Kalkkarbonat gegeben werden[1]).

Die Resultate der eben beschriebenen Versuche mit verschiedenen $CaCO_3$-Mengen, die Pflanzenanalysen, die eine Steigerung der P_2O_5-Aufnahme aus Rohphosphat unter dem Einfluß von Ammoniumsulfat aufweisen[2]), wie auch direkte Prüfung mit Lackmuspapier sprechen dafür, daß die physiologische Acidität der Ammoniumsalze eine wichtige Rolle dabei spielt. Damit aber wird gewiß nicht ausgeschlossen, daß auch die anderen Eigenschaften dieses Salzes beim Unterdrücken der Pflanzen beteiligt sind, wenn man zum Beispiel von der direkten Empfindlichkeit der Pflanzenwurzeln gegen die Lösungen von Ammoniumsulfat sprechen will.

Es wurden bei uns auch einige Versuche gemacht, um eine gewisse Stütze für die Entscheidung dieser Frage zu bekommen; die Resultate dieser Versuche haben wir schon einmal kurz erwähnt (Landw. Vers.-St. Bd. 65, S. 51), da aber diese Erwähnung wahrscheinlich gerade ihrer Kürze wegen von mancher Seite mißverstanden worden ist, so wollen wir hier diese Versuche etwas eingehender besprechen.

Die Gedanken, welche in diesem Falle der Versuchsanstellung zugrunde gelegt wurden, waren folgende: wenn Ammoniumsulfat als solches (ungeachtet der physiologischen Acidität) schaden kann, so wird dessen Einführen bei Anwesenheit einer anderen Stickstoffquelle auch schaden; wenn aber nur die physiologische Acidität ungünstig wirkt, muß die Anwesenheit von anderer Stickstoffnahrung diese Wirkung von $(NH_4)_2SO_4$ mehr oder weniger paralysieren.

Bei der Ausführung eines solchen Versuches stößt man aber auf einige Schwierigkeiten; wenn wir z. B. zum $(NH_4)_2SO_4$ noch

---

[1]) Diese Versuche sollen an anderer Stelle eingehend beschrieben werden.

[2]) Vgl. diese Berichte, Bd. XVIII: Landw. Vers.-Stat. Bd. 56, S. 137.

$NaNO_3$ zufügen und dann die Aufhebung der schädlichen Wirkung beobachten, so ist es noch fraglich, weshalb es geschehen ist: entweder deshalb, weil die Pflanzen den Stickstoff nicht aus $(NH_4)_2SO_4$ sondern aus anderer Quelle schöpfen konnten und dadurch die Bildung der sauren Reaktion vermieden haben; oder einfach deshalb, weil wegen der Umsetzung beider Salze in der Lösung schon mehr NH_4NO_3 als $(NH_4)_2SO_4$ vorhanden war.

Darum hielten wir es für interessant zu beobachten, ob die schädliche Wirkung von Ammoniumsulfat auch aufgehoben wird, wenn zum $(NH_4)_2SO_4$ nicht $NaNO_3$ sondern NH_4NO_3 zugefügt wird; da in diesem Falle durch gegenseitigen Umsatz die Menge von $(NH_4)_2SO_4$ nicht herabgesetzt werden kann, so muß der positive Effekt (wenn er stattfinden soll) durch physiologische Ursachen bedingt werden, das heißt dadurch, daß die Pflanze statt Ammoniumsulfat eine andere Quelle ausnutzen wird und so das Entstehen saurer Reaktion vermieden oder wenigstens abgeschwächt wird.

Die Versuche in dieser Richtung wurden auf unsere Veranlassung von Herrn SCHULOW und zwar mit verschiedenen Pflanzen ausgeführt (Gerste, Erbsen und Buchweizen); die Ergebnisse waren für verschiedene Pflanzen sehr ähnlich; wir wollen den Versuch mit Gerste näher betrachten, da hier die Entwicklung der Pflanzen besser war als in anderen Fällen. Die Anordnung[1]) und die Ernten sind aus folgender Tabelle zu ersehen:

	I[2])		II[2])		III[3])		IV[2])		V[3])	
	$(NH_4)_2SO_4$		NH_4NO_3		$(NH_4)_2SO_4$ NH_4NO_3		$NaNO_3$		$NaNO_3$ $(NH_4)_2SO_4$	
	1	2	1	2	1	2	1	2	1	2
Körnergewicht .	0,70	0,50	8,80	10,70	2,60	1,45	12,55	10,25	16,97	12,50
Gesamternte . .	3,00	2,85	22,55	25,30	10,67	9,47	30,95	27,54	40,53	37,80
Mittel	**2,92**		**23,92**		**10,07**		**29,24**		**39,16**	

Man sieht daraus, daß durch Beigabe von $NaNO_3$ zum $(NH_4)_2SO_4$ die schädliche Wirkung dieses Salzes ganz aufgehoben wird; aber durch Einführen von NH_4NO_3 dieses nur zum Teil erreicht wird; das folgt aus dem Vergleich der Reihen V und III mit der Reihe I.

Man kann auch anders verfahren, nämlich wenn wir die Reihen II und IV als Ausgangspunkte nehmen und mit den Reihen III und V vergleichen, dann werden wir folgendes kon-

---

1) Als Phosphorsäurequelle fungierte hier in allen Gefäßen Dicalciumphosphat.

2) Einfache N-Menge.

3) Doppelte N-Menge.

statieren können: Die Zugabe von $(NH_4)_2SO_4$ zum $NaNO_3$ wirkt positiv, aber zum NH_4NO_3 negativ, und dabei ist die Ernte im ersten Falle bei kombinierter Düngung $[(NH_4)_2SO_4 + NaNO_3]$ nicht nur größer als solche bei den einzelnen Düngungen, sondern auch größer als die Summe dieser Ernten $[39{,}16 > (2{,}92 + 29{,}24)]$; im zweiten Falle aber, wo die Ernte bei kombinierter Düngung kleiner ist als mit NH_4NO_3 allein, ist sie selbstverständlich auch kleiner als die Summe der Ernten bei einzelnen Düngungen $[10{,}07 < (2{,}92 + 23{,}92)]$.

Was den Fall V betrifft, so kann man zur Erklärung der außerordentlich günstigen Wirkung des Gemisches $NaNO_3 + (NH_4)_2SO_4$ auf die gegenseitigen physiologischen Eigenschaften der beiden Komponenten hinweisen: es ist nämlich $NaNO_3$ ein physiologisch-alkalisches Salz und $(NH_4)_2SO_4$ — ein physiologisch-saures Salz; da beide gegenseitig ihre ungünstigen Seiten paralysieren, so gestattet die neutrale (oder fast neutrale) Reaktion der Nährlösung während des Wachstums eine sehr gute Ausnutzung der doppelten Stickstoffdüngnng.

Außerdem, wenn man Ammoniumsulfat als solches für schädlich halten will, so kann man, wie wir oben gesagt haben, noch einige Bedeutung dem Umstand zuschreiben, daß durch gegenseitigen Umsatz von Basen und Säuren schon von Anfang an die Menge von $(NH_4)_2SO_4$ herabgesetzt wurde.

Im Falle III, wo NH_4NO_3 mit $(NH_4)_2SO_4$ zusammen vorhanden waren, müssen wir nach der Erklärung suchen, warum die Ernte so niedrig ausgefallen ist, das heißt niedriger, als mit NH_4NO_3 allein; hier kann man auch nach direkter schädlicher Wirkung von $(NH_4)_2SO_4$ suchen, da aber die Ernte in diesem Falle doch bedeutend größer als mit $(NH_4)_2SO_4$ allein und die Quantität von $(NH_4)_2SO_4$ in beiden Fällen gleich ist, so ist die Voraussetzung der giftigen Wirkung von $(NH_4)_2SO_4$ allein ungenügend, um diese Erscheinungen zu erklären; man muß die physiologische Acidität dieses Salzes auch in Betracht ziehen.

Wir wollen aber bemerken, daß die Hypothese der direkt schädlichen Wirkung von Ammoniumsulfat für die Erklärung dieses Falles nicht unbedingt angenommen zu werden braucht. Nämlich man kann sich die Sache auch so vorstellen: im Falle III $[(NH_4)_2SO_4 + NH_4NO_3]$ sind die Pflanzen besser entwickelt als im Falle I $[(NH_4)_2SO_4]$, weil ihnen eine andere Stickstoffquelle gegeben war, welche keine scharf ausgeprägte physiologische Acidität besitzt; da wir aber die Pflanze nicht zwingen konnten, den ganzen Stickstoffbedarf aus NH_4NO_3 zu decken und einzelne Wurzelpartien auch $(NH_4)_2SO_4$

zum Teil verarbeitet haben, so ist die saure Reaktion nicht ganz vermieden und darum die Ernte niedriger ausgefallen als in der Reihe II (NH_4NO_3). Es können also für die Erklärung dieses Teiles der erhaltenen Resultate verschiedene sekundäre Einflüsse herangezogen werden.

Jedenfalls stimmen die Ergebnisse dieser Versuche, wie auch der früheren mit der von uns von Anfang an angenommenen Erklärung der ungünstigen Wirkung von $(NH_4)_2SO_4$ in erster Linie durch ihre physiologische Acidität überein; ob dabei eine direkte schädliche Wirkung auch irgendeine Rolle spielt, das bedarf noch eines strengeren experimentellen Beweises.

In einem Referate über unsere Mitteilung, von welchem wir oben gesprochen haben[1], hat uns der Herr Referent einen Vorwurf daraus gemacht, daß wir die Gefäße mit verschiedenen Stickstoffmengen miteinander vergleichen. „Schon deshalb müssen natürlich bei diesen Versuchen“ (mit doppelter Stickstoffmenge) „bessere Resultate erwartet werden als da, wo nur die Hälfte des Stickstoffs gegeben war. Diese Versuche sind also nicht ganz einwandfrei“ (l. c. S. 512).

Wir wollen nicht bestreiten, daß unsere Versuche nicht einwandfrei sind[2], aber nur nicht in dem Punkte, welchen der Herr Referent gemeint hat. Das Einführen von verschiedenen Stickstoffmengen ist in diesem Falle unvermeidlich, es ist eine notwendige Folge unserer Fragestellung; und doch gestatten die erhaltenen Resultate, gewisse sehr bestimmte Schlüsse zu ziehen; wenn wir zum Beispiel die Reihe nehmen:

N-Quellen:	$(NH_4)_2SO_4$	$(NH_4)_2SO_4 + NH_4NO_3$	NH_4NO_3
Ernten:	2,9	10,0	23,9

in welcher sich die Stickstoffmengen wie 1 : 2 : 1 verhalten, so muß man doch zugestehen, daß die Ernten hier nicht durch die Stickstoffmenge, sondern durch die Stickstofform beeinflußt werden[1]).

---

[1] BIED. Centralblatt, 1907.

[2] Wir können z. B. bemerken, daß unsere Versuche nicht mit allen Kautelen der Sterilität durchgeführt worden sind; wir haben allerdings immer einen mit Salzsäure ausgewaschenen Sand gebraucht und mit destilliertem Wasser begossen, es ist also wenig wahrscheinlich, daß unter solchen Bedingungen die Nitrifikation stattfinden könnte. Zur Bestätigung können wir ein Beispiel aus unseren früheren Versuchen mit Ammoniumsalzen anführen, wo die Sterilisation durch Erwärmen keine Änderung der Resultate verursacht hatte (Landw. Vers.-St. Bd. 65, S. 46). Man kann aber nicht bestreiten, daß eine Wiederholung dieser Versuche nach allen Regeln der sterilen Kultur doch erwünscht wäre; da wir eine solche Wiederholung in nächster Zeit nicht unternehmen können, so würden wir sehr froh sein, wenn jemand von unseren Fachgenossen sich damit beschäftigen wollte.

Wir haben in dieser Abhandlung immer $(NH_4)_2SO_4$ vor Augen gehabt, wenn wir von auflösender (resp. unter Umständen schädlicher) Wirkung der Ammoniumsalze sprachen; man muß aber nicht vergessen, daß auch solche Ammoniumsalze, welche vom ersten Augenblick an keine physiologisch-sauren Eigenschaften besitzen, tatsächlich auch eine auflösende Wirkung ausüben; hierher gehört Ammoniumnitrat, wie aus unseren Versuchen vom Jahre 1902 hervorgeht[2]).

Diese Tatsache wird manchmal außer acht gelassen; so haben in einigen Arbeiten über die Wurzelausscheidungen die Verfasser als N-Quelle gerade NH_4NO_3 benutzt (z. B. KUNZE in den Jahrbüchern für wissensch. Botanik, 1906); man kann dabei fragen, ob die in solchen Fällen beobachteten Korrosionserscheinungen wirklich durch saure Wurzelausscheidungen hervorgerufen wurden, oder ganz von ihnen unabhängig durch Beteiligung von Ammoniumsalz bei der Pflanzenernährung bedingt worden sind[3]). In vielen Fällen kann auch die Nitrifikation als Ursache der Säurebildung gelten: aber sogar im sterilen Medium wirkt NH_4NO_3 auf Rohphosphat auflösend, wie unsere Versuche[4]) und diejenigen von Prof. KOSSOWITSCH[5]) gezeigt haben.

Die Ursachen dieser Erscheinung sind nicht leicht aufzuklären; wir haben diese Frage an anderer Stelle speziell betrachtet[6]) und für möglich gehalten, daß unter gewissen Bedingungen die Pflanze aus NH_4NO_3 mehr Base als Säure aufnehmen kann. Übrigens haben wir dort auch andere denkbare Fälle erörtert, unter anderen auch die später von PFEIFER[7]) gemachte Annahme der direkten chemischen Einwirkung von NH_4NO_3 auf $Ca_3(PO_4)_2$.

Wenn die Frage über die physiologischen Eigenschaften solcher

---

[1]) Es ist noch vieles im betreffenden Referat vorhanden, was zur Erwiderung Veranlassung gäbe; wir würden aber von unserem Thema abweichen, wenn wir diesmal uns damit beschäftigen wollten.

[2]) Vgl. die Landw. Vers.-Stat., Bd. 65, S. 45.

[3]) Ebenso ist unerwähnt geblieben die Frage der „physiologischen Reaktion“ bei SÜCHTING (Journal für Landwirtschaft, Bd. 51, 1) in seinen „Kritischen Studien“ über $(NH_4)_2SO_4$.

[4]) Landw. Vers.-St. Bd. 65, vgl. auch diese Berichte, 1905.

[5]) Journal für experimentelle Landwirtsch., 1904, 581.

[6]) Landw, Vers.-St. Bd. 65, S. 45.

[7]) Mitteilungen der Universität Breslau, Bd. IV, 1908.

Salze wie NH_4NO_3 noch nicht endgültig aufgeklärt ist, so muß man doch deren ausgeprägte auflösende Wirkung bei den Vegetationsversuchen nicht außer acht lassen, sondern immer mit den Eigenschaften der verwandten Stickstoffquellen rechnen.

Oktober 1908.

Nachtrag.

Einige Analysen, welche in unserem Laboratorium noch nach Absendung des Manuskriptes gemacht wurden, haben die oben angeführte Erklärung für die erhaltenen Resultate vollkommen bestätigt; für den Versuch von Herrn TICHY wurden gefunden[1]):

	$(NH_4)_2SO_4$ + Phosphorit			$KH_2PO_4 + Ca(NO_3)_2$
	Ohne $CaCO_3$	$^1/_2$ $CaCO_3$	1 $CaCO_3$	Ohne $CaCO_3$
% P_2O_5 in der Ernte	1,04 %	0,25 %	0,12 %	0,35 %
Gesamtmenge von P_2O_5	**59,9 mg**	**49,6 mg**	**8,1 mg**	**64,3 mg**

Man sieht, daß mit zunehmender Menge von $CaCO_3$ der Gehalt an P_2O_5 abnimmt. Ohne $CaCO_3$ sind die Pflanzen mit Phosphorsäure übersättigt, und doch ist die Ernte sehr niedeig wegen der sauren Reaktion der Nährlösung; darum wirken kleine Gaben von $CaCO_3$ günstig, wenn aber zuviel davon gegeben wird, dann leiden die Pflanzen unter Phosphorsäurehunger, weil Rohphosphat als solches den Gramineen unzugänglich ist.

85. W. W. Lepeschkin: Zur Kenntnis des Mechanismus der Variationsbewegungen.

(Vorläufige Mitteilung.)

(Eingegangen am 12. November 1908.)

Die Variationsbewegungen werden, wie überhaupt alle Bewegungen, durch eine Gleichgewichtsverschiebung der Kräfte, welche in den Gelenken der diese Bewegungen ausführenden Blätter wirken und dabei geändert werden müssen, zustande gebracht. Um den Mechanismus dieser Bewegungen aufzudecken, muß man also vor allem die Kräfte kennen, welche in den sich bewegenden Teilen der Gelenke wirken und deren Änderung eine zeitliche Volumvariation dieser Teile bewirkt.

---

[1]) Die Analysen wurden von Herrn SCHULOW ausgeführt.

In jeder Gelenkhälfte (also in der sich ausdehnenden und der komprimierten) wirken Kräfte dreierlei Art: 1. die äußeren Kräfte, zu denen das Gewicht des an das Gelenk anschließenden Blattes, der Widerstand des Blattstiels (resp. des Stengels), der Widerstand des Gefäßbündels, die Spannungskraft der Gelenkepidermis und der Druck seitens der antagonistischen Gelenkhälfte gehören; 2. der Turgordruck, welcher durch die osmotischen Drucke des Zellsafts und der umgebenden Lösung und den Zentraldruck zusammengesetzt wird[1]) und 3. die Spannungskräfte der unter der Einwirkung des Turgordrucks gedehnten Zellwände. Bei allen selbständigen Gelenkbewegungen muß wenigstens eine der aufgezählten Kräfte geändert werden und wir haben vor allem zu entscheiden, welche dieser Kräfte die Änderung erfahren und das Gleichgewicht verschieben.

Versuchen wir zunächst die Frage zu beantworten, ob die selbständige Gelenkkrümmung durch eine Änderung der äußeren Kräfte verursacht werden kann. Von diesen Kräften bleibt das Gewicht des Blattes und der Widerstand des Blattstieles gewöhnlich unverändert[2]). Der Widerstand des Gefäßbündels hängt von den toten Elementen desselben ab und kann daher nur durch Temperaturänderungen unbedeutend geändert werden; sollte sich übrigens dieser Widerstand auch sonst geändert haben, so würde diese Änderung keine Krümmung des Gelenkes, sondern nur eine Verlängerung oder Verkürzung desselben verursachen. Weiter ist die Gelenkepidermis zu dünn und elastisch, um die Krümmung, welche mit einer Kraft von einigen Atmosphären ausgeführt wird[3]), durch eine Änderung ihrer Spannungskräfte verursachen zu können. Der Druck seitens der antagonistischen Gelenkhälfte wird aber durch gleiche äußere Kräfte und die Kräfte der bereits erwähnten beiden letzten Arten zusammengesetzt. Wir kommen also zum Schlusse, daß die Variationsbewegungen nur durch eine Änderung des Turgordrucks und der Spannungskräfte der Zellwände hervorgerufen werden können.

---

[1]) Man siehe meinen Aufsatz Nr. 24 in diesen Berichten, S. 201.

[2]) Eine Ausnahme stellt nur *Mimosa pudica* dar, wo das Zusammenlegen der Fiederblättchen das statische Moment des Blattgewichts vergrößert (PFEFFER, Period. Bew. 1875, S. 73 u. a.).

[3]) PFEFFER, Per. Bew. S. 105.

Die meisten Autoren, welche sich mit dem Mechanismus der Variationsbewegungen befaßten, neigten der Voraussetzung zu, daß diese Bewegungen durch eine Turgordruckvariation hervorgerufen werden, doch ist bis jetzt noch kein Beweis erbracht, daß sie nicht durch eine Änderung der Spannungskräfte der Zellwände verursacht werden.

Die Spannungskräfte der Zellwände können ohne eine Mitwirkung des lebendigen Protoplasmas nur durch den Temperaturwechsel geändert werden. Die Temperaturerhöhung ruft bekanntlich eine Verminderung dieser Kräfte hervor[1]. Doch hat die durch den Temperaturwechsel verursachte Änderung der Spannungskräfte der Zellwände keine Bedeutung für die Krümmung der intakten Gelenke, weil das Material, aus welchem diese Wände gebaut sind, in beiden antagonistischen Gelenkhälften gleich ist und die Änderung der Ausdehnungsfestigkeit desselben auch beiderseits gleich sein muß. Wenn aber eine der Gelenkhälften vorher entfernt wurde, zeigt die Blattbewegung eine Volumverminderung der Gelenkhälfte bei Temperaturerhöhung an, trotzdem die Spannungskräfte, wie erwähnt, dabei abgenommen haben. Wir müssen also zugeben, daß die Änderung der Spannungskräfte der Zellwände bei den Variationskrümmungen nur durch das Protoplasma ausgeführt werden kann.

Bekanntlich wird bei einigen Variationsbewegungen (den photonastischen, thermonastischen, heliotropischen und den Reizbewegungen) die Biegungsfestigkeit der Gelenke geändert. Es läßt sich nach der Methode BRÜCKEs zeigen, daß auch die Biegungsfestigkeit der einzelnen Gelenkhälften, wenn die antagonistische Hälfte entfernt wurde, in gleichem Sinne variiert. Meine Versuche, von deren Beschreibung ich wegen Raummangels absehen muß[2], zeigten außerdem, daß die Gelenke und ihre Hälften, welche erst plasmolysiert werden und nachher ihre Turgeszenz in Wasser wieder herstellten, die Fähigkeit, Variationsbewegungen auszuführen, nicht verlieren. Man konnte also die mechanischen Eigenschaften der Zellwände mit Hilfe der Methode BRÜCKEs bei Aufhebung des Turgordrucks vor und nach der Variationsbewegung untersuchen. Die Versuche ergaben, daß die Biegungsfähigkeit der plasmolysierten Gelenke und deren Hälften (und daher auch die mechanischen Eigenschaften der Zellwände) vor und nach der Krümmung gleich bleibt, trotzdem sie beim turgeszenten Zustande der Gewebe variiert. Diese Versuche beweisen also, daß die Spannungskräfte der Zellwände bei den untersuchten Variationsbewegungen nicht geändert werden.

---

[1] WINKELMANN, Handbuch der Physik, Bd. I, S. 241.

[2] Die Versuche werden ausführlich im Aufsatze, der schon an die Redaktion der Beihefte z. botan. Centralbl. abgesandt ist und bald erscheint, beschrieben.

Es unterliegt also keinem Zweifel, daß die Variationsbewegungen durch eine Turgordruckänderung verursacht werden[1]). Um die Gelenkkrümmung zu ermöglichen, muß selbstverständlich diese Turgordruckänderung entweder in verschiedenen Gelenkhälften gleichsinnig, aber ungleich groß, oder in einer Hälfte negativ und in der anderen positiv sein, oder nur in einer der beiden Gelenkhälften stattfinden.

In Übereinstimmung mit den Angaben PFEFFERs u. a. zeigten meine Versuche mit den operierten Gelenken (die eine oder die andere Gelenkhälfte entfernt), daß Verdunkelung oder Temperaturerniedrigung eine Erhöhung des Turgordrucks (Vergrößerung des Volums) und Erhellung oder Temperaturerhöhung eine Turgordruckabnahme (Verminderung des Volums) in den beiden sich bei der Krümmung bewegenden Gelenkhälften hervorruft[2]). Bei paratonischen photonastischen und thermonastischen Bewegungen findet also eine gleichsinnige (d. h. gleichgerichtete), aber ungleich große Turgordruckänderung in den antagonistischen Gelenkhälften statt. Eine einseitige Turgordruckänderung infolge einer einseitigen Beleuchtung oder Temperatureinwirkung muß demnach zur heliotropischen und thermotropischen Gelenkkrümmung führen. Durch die einseitige Turgordruckabnahme wird bekanntlich auch die Bewegung, welche nach dem Stoßreiz u. dgl. bei den Blättern der Sinnpflanzen beobachtet wird, verursacht. Bei geotropischen und autonomen Bewegungen, sowie auch bei den Nachwirkungen und den rückgängigen Bewegungen, welche nach den paratonischen photonastischen und thermonastischen Gelenkkrümmungen beobachtet werden, kommt dagegen bekanntlich eine verschiedenartige Expansionsänderung und daher auch eine ungleichartige Turgordruckänderung zustande.

Von den drei den Turgordruck zusammensetzenden Kräften ist der Zentraldruck zu gering und zu wenig variabel, um die Variationsbewegungen wesentlich zu beeinflussen; die beobachteten

---

[1]) Somit erscheint mir das Bedenken PFEFFERs, ob die Zunahme der Expansionsenergie zur Erzielung der Schlafbewegung notwendig ist, hinfällig zu sein.

[2]) Die ausführliche Beschreibung der Versuche — im Beih. z. bot. Ctlbl.

Änderungen des Turgordrucks können also nur durch den osmotischen Druck des Zellsaftes und der äußeren Flüssigkeit zustandekommen[1]).

Im Falle der Blattgelenke muß als die äußere Flüssigkeit nicht die die Zellwände imbibierende sondern die im Xylem befindliche Lösung betrachtet werden. In der Tat, die Permeabilität der Plasmamembran der Gelenkzellen ist außerordentlich groß für die im Zellsaft gelösten Stoffe[2]) und daher hat die die Zellwände durchtränkende Lösung eine Konzentration, welche derjenigen des Zellsaftes beinahe gleich ist. Das Wasseraufsaugen kann also nur vom Xylem stattfinden. Um das Gesagte noch klarer zu machen. stellen wir uns eine große Zelle vor, die mit einer Lösung gefüllt ist und deren Wände aus einer semipermeablen Membran gebaut und an der Außenseite mit Wasser in Berührung sind. Die Lösung in der Zelle hat einen osmotischen Druck, welcher keine Änderung erfahren würde, wenn das Zellinnere durch semipermeable doppelte Membranen in Kammern geteilt und der Ramm zwischen Doppelmembranen mit der Lösung gleicher Konzentration gefüllt würde.

Da die Wasseraufsaugung durch die beiden Gelenkhälften vom Xylem aus stattfindet, welches eine Lösung von sehr schwachem osmotischen Drucke enthält, so kann die Änderung des letzteren den Turgordruck der beiden Hälften nur um die gleiche Größe verändern und demnach keine Gelenkkrümmung hervorrufen. Die Variationsbewegungen können also nur durch Änderungen des osmotischen Drucks des Zellsafts verursacht werden. Was nun diese Änderungen anbelangt, so können sie von der Temperatur, Konzentration des Zellsafts und der Permeabilität der Plasmamembran für gelöste Stoffe herrühren[3]), welche letztere in den Gelenkzellen. wie erwähnt, außerordentlich groß ist und daher den osmotischen Druck in hohem Maße zu beeinflussen vermag.

Die paratonischen photonastischen Bewegungen werden bekanntlich bei einer beständigen Temperatur beoachtet. Andererseits wird die durch Verdunklung am Tage hervorgerufene Bewegung der Blätter, wie meine Versuche in Übereinstimmung mit den Angaben HILBURGs[4]) zeigten, auch von keiner Änderung des Salpeterwertes des Zellsafts der Gelenke begleitet. Die beobachtete Turgordruckänderung in den Gelenkhälften kann somit nur durch eine Permeabilitätsänderung verursacht werden.

---

[1]) M. s. meinen Aufsatz Nr. 24 in diesen Berichten 1908.

[2]) M. s. Aufs. Nr. 28 in d. Ber. 1908.

[3]) M. s. Aufs. Nr. 24.

[4]) HILBURG, Unters. a. d. botan. Instit. Tübingen, 1881, Bd. I, S. 23.

In der Tat, meine Versuche, deren ausführliche Beschreibung in einer anderen Zeitschrift erscheinen muß, zeigten[1]), daß die Beleuchtungsstärke einen bedeutenden Einfluß auf die Permeabilität der Plasmamembran der Gelenkzellen ausübt[2]). Dieses Ergebnis wurde durch Anwendung von drei verschiedenen Methoden: der Methode der isotonischen Koeffizienten[3]), derjenigen der Konzentrationsverminderung des Zellsafts beim Verbleiben der Gelenkschnitte in Wasser und der chemischen Methode, bei welcher die aus den abgeschnittenen Gelenken ins umgebende Wasser diosmierten Stoffe abgewogen wurden, erhalten. Die plasmolytische Methode mit der Korrektion auf die Plasmapermeabilität für Salpeter, mit welchem die Plasmolyse ausgeführt wurde, zeigte zugleich, daß die Verdunkelung eine bedeutende (mehrere Atmosphären betragende) Vergrößerung des osmotischen Druckes des Zellsafts bei zunehmender Konzentration des letzteren in beiden Gelenkhälften hervorruft.

Die Fähigkeit, ihre Permeabilität für gelöste Stoffe unter dem Einfluß des Beleuchtungswechsels zu ändern (bei Verdunkelung zu vermindern), stellt, wie die Methode der isotonischen Koeffizienten zeigte, keine spezifische Eigenschaft der Plasmamembran der Gelenkzellen dar, sondern kommt vielmehr derjenigen aller pflanzlichen Zellen zu (wenigstens wurde dies für Spirogyra- und Epidermiszellen von *Tradescantia discolor* bewiesen). Die Plasmapermeabilität in diesen Zellen ist jedoch zu gering, um einen merklichen Einfluß auf den Turgordruck derselben auszuüben[4]).

Versuchen wir jetzt die Frage zu beantworten, welche Ursache der ungleichen Turgordruckänderung in den antagonistischen Gelenkhälften nach Beleuchtungswechsel zugrunde liegt. Da die Turgordruckändernng, wie wir sahen, durch die Permeabilitätsänderung bedingt wird, so ist offenbar auch die erwähnte Ursache in der Permeabilität zu suchen. In der Tat, die Methode der isotonischen Koeffizienten und der Konzentrationsabnahme des Zellsaftes in Wasser zeigte, daß die Permeabilität der Plasmamembran für gelöste Stoffe in den antagonistischen Gelenkhälften stets verschieden ist. So ist z. B. in den oberen Gelenkhälften der dreigeteilten Blätter von *Phaseolus* diese Permeabilität stets größer als diejenige in den unteren Hälften. Das Verhältnis ist dagegen gerade umgekehrt bei den Blattgelenken von *Lourea vespertilionis*. Es wird nun ganz begreiflich, weshalb Verdunkelung die Senkung der Blättchen bei *Phaseolus* und die Hebung der Blattstiele bei *Lourea* hervorruft: je größer die Plasmapermeabilität ist, desto stärker beeinflußt ihre Änderung den osmotischen Druck.

---

[1]) Beihefte z. bot. Centralblatt. 1909.

[2]) Die Plasmapermeabilität im Hellen ist 1,2—1,5 mal so groß als im Dunkeln.

[3]) M. s. meinen Aufsatz Nr. 28 dieser Berichte.

[4]) Die dabei beobachtete Turgordruckänderung übersteigt nie 0,5 Atm.

Nach der Änderung des osmotischen Drucks steigt der wirkliche innere Zellendruck nicht sofort bis zur entsprechenden Größe, weil erst das nötige Wasser aus dem Xylem eingesogen sein muß, was eine gewisse Zeit verlangt. Je größer die Kraft ist, mit welcher das Wassereinsaugen stattfindet, desto größer muß auch die Geschwindigkeit des letzteren sein. Es könnte also vorkommen, daß die Blätter nach der Krümmung eine rückgängige Bewegung ausführen würden. Diese Bewegung kann aber auch infolge einer ungleichen Durchlässigkeit der das nötige Wasser leitenden Wege, welche zur ungleichen Geschwindigkeit der Steigerung des Turgordrucks in den antagonistischen Gelenkhälften führt, vorkommen. Einen solchen Fall stellt die Bewegung der Hauptblattstiele von *Mimosa pudica* nach Verdunkelung dar, deren obere Gelenkhälften bekanntlich 3—4 mal so dicke Zellwände besitzen als die unteren Gelenkhälften. Nach Verdunkelung heben sich bekanntlich die Blattstiele, um sich nach einiger Zeit wieder zu senken.

Wenden wir uns nun der Erklärung der paratonischen thermonastischen Bewegungen zu.

Wie erwähnt, ruft die Temperaturerniedrigung eine Erhöhung des Turgordrucks in beiden Gelenkhälften hervor. Das erhaltene Versuchsergebnis stimmt auf den ersten Blick nicht mit der Theorie des osmotischen Druckes, welcher mit der Temperaturerhöhung steigt, überein. Doch gilt dieses Gesetz nur für die theoretische Größe des osmotischen Druckes. Die beobachtete Größe desselben ist dagegen von der Membranpermeabilität für gelöste Stoffe, welche mit der Temperaturerhöhung zunimmt[1]), abhängig. Setzen wir z. B. voraus, daß die Temperatur von 0° C bis 20° C steigt, wobei sich die theoretische Größe des der Saftkonzentration entsprechenden osmotischen Drucks von 10 Atm. bis $10\,\frac{293^{\circ}}{273^{\circ}} = 10{,}7$ Atm. vergrößert. Der beobachtete osmotische Druck P_0 ist bei 0° gleich $10\,(1-\mu_0)$ und bei 20° C ist $P_{20} = 10{,}7\ (1-\mu_{20})$[2]), wo μ_0 und μ_{20} die Permeabilitätsfaktoren der Membran bei 0° und bei 20° C bedeuten.

---

[1]) Rysselberghe, Influence d. la temper. s. l. perméabilité d. protoplasme etc Bull. d. l'Acad. roy. d. Belgique 1901.

[2]) M. s. meinen Aufsatz Nr. 24 dieser Ber.

Im Falle der Gelenkzellen *(Phaseolus)* ist μ_{20} im mittleren gleich 0,3[1]) und bei der Temperaturerniedrigung auf 0° verkleinert sich diese Größe, welche der Permeabilität proportional ist, nach RYSSELBERGHE um 7 mal. Der beobachtete osmotische Druck des Zellsafts der Gelenke muß also, wenn die Beobachtungen RYSSELBERGHEs für die Plasmamembran der Gelenkzellen gültig sind, bei der Temperaturerhöhung von 0° bis 20° C von $P_0 = 10 \left(1 - \frac{0{,}3}{7}\right) = 9{,}6$ Atm. auf $P_{20} = 10{,}7\ (1 - 0{,}3) = 7{,}5$ Atm. fallen.

Die von RYSSELBERGHE für *Tradescantia discolor* gefundenen relativen Größen der Permeabilität bei verschiedenen Temperaturen sind, wie meine Versuche zeigen, nicht vollkommen auf die Gelenkzellen anzuwenden. Die Permeabilität ändert sich nämlich im letzteren Falle nicht so stark bei dem Temperaturwechsel und überhaupt gilt die Regel, daß, je größer die Permeabilität ist, desto schwächer variiert sie unter dem Einfluß der Temperatur. Andererseits übt die Änderung der größeren Permeabilität einen stärkeren Einfluß auf den osmotischen Druck des Zellsaftes aus, so daß die Vergrößerung des letzteren bei der Abkühlung bald in derjenigen Gelenkhälfte ansehnlicher ist, welche eine größere Plasmapermeabilität besitzt, bald in der entgegengesetzten Hälfte. In der Tat, die Abkühlung ruft bei der Mehrzahl der Pflanzen *(Phaseolus)* die Bewegung in der gleichen Richtung, wie die Verdunkelung, bei anderen dagegen die entgegengesetzte Bewegung *(Trifolium)* hervor[2]).

Die thermonastischen Bewegungen werden noch dadurch komplizierter, daß die Plasmapermeabilität bei der Temperaturerhöhung nur bis zu einer gewissen Temperatur zunimmt, um bei der weiteren Temperatursteigerung keine Änderung mehr zu erfahren[3]), und daß dieses Aufhören der Permeabilitätsänderung in verschiedenen Gelenkhälften bei verschiedenen Temperaturen stattfindet. Aus der Tabelle RYSSELBERGHEs (l. c.) ersieht man auch, daß das Aufhören der Permeabilitätsänderung für Glyzerin bei

---

[1]) $\mu = 1 - \frac{k'}{k}$, wo k' der beobachtete und k der theoretische isotonische Koeffizient ist. Da die Permeabilität der im Zellsaft gelösten Stoffe (Blattgelenke von *Phaseolus*) derjenigen des Salpeters gleich ist, so kann man auch die Permeabilitätsfaktoren dieser Stoffe einander gleich annehmen In diesem Falle haben wir also $\mu = 1 - \frac{2{,}2}{3} = 0{,}3$ (s. mein. Aufs. Nr. 24, S. 207 und Aufs. Nr. 28. S. 282).

[2]) KOSANIN, Ü. d. Einfluß von Temperatur usw. Diss. Leipzig. 1905, S. 20, 17.

[3]) RYSSELBERGHE, l. c.

20° C und für KNO_3 bei einer höheren Temperatur als 30° C stattfindet. Durch das Gesagte erklärt sich die Tatsache, daß sich die Blättchen von *Mimosa* u. a. im Falle einer langsamen Erwärmung bei 17—21° C ausbreiten, um sich bei weiterer Temperaturerhöhung wieder zu schließen[1]).

Die thermonastischen Bewegungen geben auch Beispiele, bei denen die Gelenkkrümmung infolge einer ungleichen Geschwindigkeit des Wassereinsaugens durch die antagonistischen Gelenkhälften stattfindet. So heben sich zunächst die Hauptblattstiele von *Mimosa pudica* bei Abkühlung, wie bei Verdunkelung, um sich nachher wieder zu senken[2]).

Wenden wir uns jetzt der Betrachtung der geotropischen Variationsbewegungen zu.

Die Anwendung der Methode der isotonischen Koeffizienten in meinen Versuchen mit Gelenken der dreigeteilten Blätter von *Phaseolus* zeigte, daß nach der Umkehrung der Pflanze sich die Permeabilität der Plasmamembran in der morphologisch oberen Gelenkhälfte bedeutend vermindert, während in der unteren Hälfte dabei eine Permeabilitätsvergrößerung beobachtet wird. Diese Permeabilitätsänderungen rufen selbstverständlich die entsprechenden ungleichartigen Turgordruckänderungen in den antagonistischen Gelenkhälften hervor und verursachen daher die Krümmung nach oben (d. h. nach der Basis der verkehrt aufgestellten Pflanze).

Bis dahin betrachteten wir nur das Verhalten der Plasmapermeabilität gegen die Bedingungsänderungen; man könnte aber denken, daß gleichzeitig mit der Permeabilität auch die Konzentration des Zellsaftes geändert und die Variationsbewegung dadurch modifiziert oder verstärkt würde. Die Untersuchungen KERSTANs[3]) zeigten nämlich, daß bei geotropischen, heliotropischen und photonastischen Krümmungen sich der Salpeterwert des Zellsafts (der plasmolysierten Zellen) in der konvexen Gelenkhälfte vergrößert, in der konkaven Seite dagegen vermindert. Meine Versuche, die speziell zur Prüfung der Angaben KERSTANs angestellt wurden, zeigten, daß wir es hier mit einem sekundären Prozesse zu tun haben, welcher durch Diffusion der Zellsaftstoffe verursacht wird. Nach der stattgefundenen Gelenkkrümmung infolge der Permeabilitätsänderung, welche von einer Volumvergrößerung der konvex werdenden Gelenkhälfte auf Kosten des aus dem Xylem eingesogenen Wassers und von einer Volumverminderung der entgegengesetzten Hälfte mit Wasserherauspressung begleitet wird, vermindert sich die Saftkonzentration (der turgeszenten Zellen!) in der konvexen Gelenkhälfte und vergrößert sich dieselbe in der konkaven Seite. Da die Plasmapermeabilität für die im Zellsaft gelösten Stoffe, wie früher erwähnt, sehr groß ist und die Zellwände durch die Lösung imbibiert sind, deren Konzentration derjenigen des Zellsafts beinahe gleich ist, so beginnt nach der anfänglichen Krümmung die Diffusion der Zellsaftstoffe in der Richtung nach der geringeren Konzentration, d. h. von der konkaven nach der konvexen Gelenkhälfte hin. Die Plasmolyse, welche wenigstens 2 Stunden (KERSTAN) nach dem Beginn des Bedingungswechsels (also auch der Krümmung, weil dieselbe sofort anfängt) ausgeführt wird, weist die beschriebene Stoffwanderung auf, welche die Zellsaftkonzentration der turgeszenten Zellen nach hinreichend langer Zeit bis auf die frühere Größe herstellen kann. Die bei der anfänglichen Krümmung geänderten Konzentrationen und daher auch Turgordruckänderungen werden demnach wieder geändert, was eine neue Krümmung (sekundäre) des Gelenkes verursacht, welche also in allen Fällen von einer ungleichartigen Turgordruckänderung in den antagonistischen Gelenkhälften begleitet wird.

---

[1]) **KOSANIN**, l. c. S. 8—9.

[2]) KOSANIN, l. c. S. 11. Die plötzliche Senkung bei Abkühlung kommt nicht in Betracht, weil sie durch die Reizung der unteren Gelenkhäfte verursacht wird.

[3]) **KERSTAN**, Beiträge z. Biol. d. Pfl., hrsgb. v. COHN, 1907. IX. Bd. II. H. M. s. auch HILBURG, Unters. a. d. Bot. Inst. Tübingen. I. Bd. 18 bis 1885, S. 28.

Die anfängliche Ursache der betrachteten Gelenkkrümmungen ist also die Permeabilitätsänderung der Plasmamembran für gelöste Stoffe. Die durch diese Änderung hervorgerufene Krümmung führt erst zur Stoffdiffusion und einer neuen sekundären Krümmung.

Nach dem Gesagten ist es klar, daß alle Faktoren, welche die Permeabilität der Plasmamembran beeinflussen können, auch die der Permeabilitätsänderung entsprechenden Variationsbewegungen der Gelenke hervorrufen müssen. So müssen z. B. giftige und anästhesierende Stoffe, welche die Permeabilitätsänderung verursachen[1]), die Bewegungen, welche mit denjenigen durch den Beleuchtungswechsel verursachten gleich sind, hervorrufen. In der Tat, die Variationsbewegungen, welche von KOSANIN bei der Einwirkung des Äther- und Chloroformdampfs beobachtet wurden, entsprachen vollkommen den thermonastischen und photonastischen Bewegungen. Vor einigen Jahren habe ich gezeigt, daß Chloroform und Äther, in kleinen Quantitäten angewendet, eine

---

[1]) Beihefte z. bot. Ctlbl. 1906, Bd. XIX, H. 3, S. 416 u. a.

Permeabilitätsverminderung des Protoplasmas verursachen. In Übereinstimmung mit dieser Beobachtung wiesen in den Versuchen KOSANINs die Blättchen und Hauptblattstiele von *Mimosa pudica* und anderer Pflanzen die gleichen Bewegungen nach der Einwirkung von Äther und Chloroform, wie nach Verdunkelung auf. Auch die Biegungsfestigkeit der Gelenke nach der Wirkung dieser Stoffe entsprach derjenigen nach Verdunkelung.

Die bekannten raschen Bewegungen der Blattstiele und Blättchen der Sinnpflanze, welche durch Stoßreiz und dgl. hervorgerufen und durch eine plötzliche Verminderung des Turgordrucks in einer der Gelenkhälften verursacht werden, sind, wie meine Versuche zeigten[1], durch keine Konzentration des Zellsafts sondern durch eine plötzliche starke Vergrößerung der Permeabilität der Plasmamembran für gelöste Stoffe in der unteren (Blattstiele) resp. oberen (Blättchen) Gelenkhälfte bedingt.

Was nun die autonomen Bewegungen, Nachwirkungen und rückgängigen Bewegungen der photonastischen und thermonastischen Krümmungen anbelangt, so habe ich zurzeit noch keine Untersuchung darüber gemacht, welche Ursache ihnen zugrunde liegt. Doch läßt sich vermuten, daß wir es auch hier mit ähnlichen Permeabilitätsänderungen zu tun haben.

Da die Variationsbewegungen durch Permeabilitätsänderungen des Plasmamembran verursacht werden, so kann man erwarten, daß verschiedene Faktoren, welche diese Bewegungen hervorrufen, bei einer gemeinsamen Wirkung zu andersgestalteten Bewegungen führen werden. In der Tat ist es bekannt, daß die Pflanzen, deren Blätter sich in normaler Stellung bei Verdunkelung senken, nach der Umkehrung mit der Wurzel nach oben die sogenannten verkehrten Schlafbewegungen aufweisen. Nach der Umkehrung der Pflanze ist die Permeabilität der Plasmamembran in der morphologisch oberen Gelenkhälfte kleiner geworden als diejenige in der unteren Hälfte (Vergrößerung des Turgordrucks in der oberen und Verminderung in der unteren Hälfte), und demnach ruft jetzt Verdunkelung eine größere Turgordruckzunahme in derjenigen Hälfte hervor, in welcher bei normaler Pflanzenstellung eine kleinere Zunahme beobachtet wurde. Zu den kombinierten Einwirkungen auf die Permeabilität muß auch die von KOSANIN beobachtete Verlegung der niedrigsten Lage der Hauptblattstiele von *Mimosa pudica* von

---

[1] In diesem Aufsatze habe ich keinen Raum, die experimentellen Belege vorzubringen, doch beabsichtige ich dies in einem anderen speziellen Aufsatze zu tun.

10 Uhr abends auf 10 Uhr morgens bei hohen Temperaturen gerechnet werden.

Es ist weiter bekannt, daß nach der Einwirkung von Chloroform und Äther die Reizbewegungen der Sinnpflanze aufhören. Der Versuch zeigt, daß die Hauptblattstiele von *Mimosa pudica* auch nach der Permeabilitätsverminderung durch Verdunkelung (die Pflanze wurde am Tage auf 1 Stunde ins Dunkle gebracht) gegen Stoßreiz unempfindlich werden und daß sie nach dem Erhellen schon durch den geringsten Hauch gereizt werden.

Nach dem Gesagten kann man für die Pflanzen, welche verkehrte photonastische Bewegungen aufweisen, auch verkehrte thermastische Bewegung nach der Umkehrung usw. voraussagen.

86. F. W. Neger: Ambrosiapilze.

(Mit Taf. XII und 2 Textfiguren.)

(Eingegangen am 27. November 1908.)

Seitdem A. MÖLLER (5) in mustergültiger Weise die Beziehungen verschiedener Ameisen Brasiliens zu gewissen ihnen zur Nahrung dienenden Pilzen klargelegt hat, sind eine Reihe weiterer Fälle bekannt geworden, in welchen eine mehr oder minder wohl geregelte Symbiose zwischen Insekten und Pilzen besteht.

Ich erinnere an die von HOLTERMANN (3) und später von PETCH (7) beschriebenen Pilzgärten der Termiten, an die eigentümlichen Pilzrasen, welche den holzbrütenden Bostrychiden zur Nahrung dienen, seit langer Zeit als Ambrosia bekannt.

Eine in Europa einheimische Ameise Lasius fuliginosus (Latr.) züchtet gleichfalls, wenn auch (wahrscheinlich) zu anderem Zweck als die südamerikanischen Blattschneider usw. — einen Pilz *Septosporium myrmecophilum* Fres. in ihrem Nest[1]).

---

[1]) Daß der Pilz des Lasius fuliginosus nicht etwa nur eine zufällige Erscheinung ist, geht aus folgenden Tatsachen hervor: 1. Die Anwesenheit des Pilzes im Lasiusnest ist von allen Beobachtern — meist Entomologen — bestätigt worden. 2. Der zuerst von FRESENIUS als *S. myrmecophilum* beschriebene Pilz wurde eingehender studiert von G. VON LAGERHEIM (4) auf Grund von Material, welches dieser Forscher auf der Insel Öland sammelte.

Noch eine andere Gruppe von Insekten scheint an Pilznahrung angepaßt zu sein; es sind dies die meisten Vertreter der Cecidomyidengattung Asphondylia. Diese Tiere rufen auf verschiedenen Pflanzen Gallen hervor, deren Innenrand von einem aus Pilzfäden gebildeten Beleg ausgekleidet, man möchte fast sagen austapeziert ist 1).

Eigentümlich ist nun, daß in den meisten Fällen von Symbiose eines Insekts mit einem Pilz nicht etwa das Mycel oder die Sporen des Pilzes den Tieren zur Nahrung dienen. Vielmehr treten (außer bei Lasius) eigentümliche plasmareiche Mycelanschwellungen auf, welche den Eindruck erwecken, als stellten sie ein Züchtungsprodukt dar.

MÖLLER verglich (a. a. O.) die in den Ameisenpilzgärten auftretenden Bildungen mit Kulturpflanzen der Menschen und nannte sie bekanntlich „Kohlrabihäufchen“. PETCH bezeichnet die im Termitennest beobachteten analogen Bildungen als Kügelchen („spheres“); die aus ähnlichen Gebilden bestehenden mächtigen Pilzzellager in den Wiegen der Holzborkenkäfer sind, wie erwähnt, seit langer Zeit als Ambrosia bekannt und man wird gut tun, die vollkommen übereinstimmenden Pilzfäden in den Asphondyliagallen gleichfalls als Ambrosia anzusprechen.

Diese morphologisch einander sehr ähnlichen Bildungen in den Wohnräumen der verschiedenen Tiere gehören aber zu Pilzen, welche systematisch in keiner Beziehung zueinander stehen.

Die Pilze der südamerikanischen Ameisen sowie der Termiten des tropischen Asien sind bekanntlich Hymenomyceten (*Rozites*- bzw. *Volvaria*-Arten). Die Ambrosia der Holzborkenkäfer wird — wie ich (6) nachgewiesen habe — von einer Sphaeriaceengattung (*Ceratostomella*) gebildet; die Ambrosia der Asphondylia-Gallen endlich wird, wie ich im nachfolgenden ausführen werde, wenigstens in den bisher untersuchten Fällen — von einem Vertreter der Fungi imperfecti, nämlich von Arten der Gattung *Macrophoma* erzeugt.

Ich hatte Gelegenheit, ein Lasiusnest hier bei Tharandt zu untersuchen und fand, daß der darin befindliche Pilz vollkommen übereinstimmt mit dem von FRESENIUS (Westdeutschland) und dem von LAGERHEIM (Schweden) beschriebenen. Näheres über Natur und Bedeutung dieses Pilzes hoffe ich später mitteilen zu können.

1) Zu den Cecidomyiden gehören auch die bekannten Diplosis-Arten, deren Larven sich von Pilzsporen nähren (z. B. die unter der Gattung Mycodiplosis zusammengefaßten), welche regelmäßig auf gewissen *Uredo*-, *Erysiphe*- oder *Peronospora*-Pilzrasen zu finden sind.

Es kann kaum daran gezweifelt werden, daß mit den oben angedeuteten Tieren die Reihe der Pilzzüchter nicht abgeschlossen ist; ich selbst fand in den Fraßgängen des Hylecoetus dermestoides L. (Lymexylon dermestoides), eines Weichkäfers aus der Verwandtschaft der Leuchtkäfer, regelmäßig einen Pilz, welcher dem Tier höchstwahrscheinlich zur Nahrung dient[1]), und zwar war die Ausbildung der Ambrosia stets die gleiche sowohl im Laub- wie im Nadelholz und bei verschiedener Herkunft des Untersuchungsmaterials (Fichtelgebirge, Erzgebirge, Sächsische Schweiz). Der Pilz läßt sich leicht kultivieren, so daß ich hoffe, die systematische Zugehörigkeit in Bälde ermitteln zu können.

Es scheint mir nun zweckmäßig — namentlich im Hinblick auf die ohne Zweifel künftig noch bekannt werdenden Fälle —, für alle jene Pilze, welche in den Wohnstätten gewisser Tiere als geduldete oder vielleicht sogar gehegte Inquilinen auftreten und denselben in irgendeiner Weise zur Nahrung dienen, einen gemeinsamen Ausdruck zu schaffen, gleichviel ob — wie bei den Ameisen und Termiten — ein höherer Grad von Instinkt bei der Anlage der Pilzgärten angenommen werden muß, oder ob die Einschleppung des Pilzes mehr oder weniger unbewußt, gewissermaßen automatisch geschieht — wie (wahrscheinlich) bei den holzbrütenden Käfern und bei den Asphondylia-Arten.

Erinnern wir uns, daß SCHMIDBERGER (8) schon im Jahre 1836 die in den Fraßgängen der Holzborkenkäfer auftretende „krümelige Substanz“, welche den Käfern zur Nahrung dient, Ambrosia nannte[2]), so liegt es nahe, den zugehörigen Pilz und alle anderen zu Tieren in ähnlicher symbiotischer Beziehung stehenden Pilze allgemein als **Ambrosia-Pilze** zu bezeichnen.

Unter **Ambrosia** im weiteren Sinne wäre dann eben jene eigentümliche Wachstumsform der betreffenden Pilze zu verstehen, welche die Nahrung der Symbionten darstellen.

Ich betone, daß mit der Bezeichnung Ambrosia nicht etwa ein neuer Gattungsname vorgeschlagen werden soll (was sich ja bei der oben ausgeführten systematischen Verschiedenheit der in Betracht kommenden Pilze von selbst verbietet), sondern ein Begriff, welcher ähnliches ausdrücken soll, wie die in der Blütenbiologie vielgebrauchten Ausdrücke Nektar, Bienenbrot usw. Es kann nicht geleugnet werden, daß die pilzzüchtenden Ameisen und Termiten, die pilzfressenden Bostrychiden und anderen Holzkäfer, endlich die mycophilen Gallmücken einen sehr bemerkenswerten Fall von Konvergenz darstellen. Das Tertium comparationis ist in all diesen Fällen von Symbiose die besondere, dem Tier zur Nahrung dienende, unter anderen Verhältnissen meist nicht auftretende Wachstumsform des Pilzes, und für diese möchte ich die Bezeichnung „Ambrosia“ eingeführt wissen.

---

[1]) Von STROHMEYER (9) ist nachgewiesen worden, daß die Larve des Hylecoetus weder Holzfasern noch auch Larven anderer Tiere frißt.

[2]) Die Pilznatur der Ambrosia ist allerdings von SCHMIDBERGER noch nicht erkannt worden; er sagt (l. c.) S. 246 folgendes:

„Zuvor (vor dem Eierlegen) wird aber der ganze Gang mit einer weißlichen Substanz ziemlich dick überzogen, welche einer Salzkruste gleichsieht. Ich halte dieselbe für eine Art Ambrosia, wovon sich die ausgefallenen Larven — ich möchte sagen — ganz allein ernähren . . ., sie läßt sich leicht zum feinsten Pulver mit dem Finger zerreiben, zerfließt auf der Zunge (nicht richtig!), ist jedoch ohne merklichen Geschmack usw.“

Von den z. Z. im Gang befindlichen Untersuchungen über Ambrosia-Pilze kann ich eine, nämlich diejenige über Gallen bewohnende Ambrosia-Pilze, als abgeschlossen bezeichnen, während mich die anderen voraussichtlich noch geraume Zeit beschäftigen werden. Über die erstgenannten Pilze möchte ich daher zunächst berichten.

I. Ambrosiagallen.

Man hat die pilzhaltigen Asphondyliagallen, deren bisher nur sehr wenige bekannt waren, als *Zoomycocecidien* bezeichnet.

Statt dieses etwas schwerfälligen Ausdrucks möchte ich — im Anschluß an das oben über Ambrosia-Pilze ausgeführte — konsequenterweise vorschlagen für diese Art von Gallen lieber die Bezeichnung „Ambrosiagallen“ anzuwenden.

In diesem Wort kommt dann zum Ausdruck, daß Pilz und Gallentier nicht gleichwertige Kommensualen sind, sondern daß der Pilz an der Galle nur insofern beteiligt ist, als er von dem Gallentier eingeschleppt wurde und demselben zur Nahrung dient.

Die erste Ambrosia-Galle, welche beobachtet wurde, ist die von Asphondylia Capparis Rübsamen verursachte Galle an Blütenknospen von *Capparis spinosa*, beschrieben von BACCARINI (1).

Weitere bereits bekannte Ambrosia-Gallen sind:

Auf *Prunus myrobalana*, verursacht durch Asphondylia Prunorum Wachtl. Die Anwesenheit des Pilzes in der Gall wurde nachgewiesen von TROTTER (10).

Auf *Verbascum*-Arten, verursacht durch Asphondylia Verbasci (Walliot) Schiner.

Auf *Scrophularia canina*, verursacht durch Asph. Scrophulariae Schiner (möglicherweise identisch mit A. Verbasci).

Der in diesen beiden Gallen befindliche Pilz wurde eingehender beschrieben von BARGAGLI-PETRUCCI (2).

Auf einer Reise nach dem österreichischen Küstenland im September 1908 hatte ich Gelegenheit, die beiden letztgenannten sowie einige weitere Ambrosia-Gallen (s. u.) zu sammeln und zu studieren. Ich möchte hier nicht unterlassen zu bemerken, daß auch ich der von BARGAGLI-PETRUCCI ausgesprochenen Ansicht zuneige, daß die Verbascum-Asphondylia und die Scrophularia-Asphondylia identisch seien, umsomehr, als nach Aussage der Entomologen zwischen beiden Tieren nur ganz geringfügige Unterschiede bestehen.

Ich fand beide Gallen dicht nebeneinander — auf *Scrophularia canina* und *Verbascum nigrum* — auf dem Weg von Görz nach Ternowa, an einer einzigen Stelle, aber hier auf beiden Pflanzen in außerordentlich großer Menge. Später fand ich die *Verbascum*-Galle noch auf *V. thapsus* in großer Menge im Mölltal (Kärnten).

Als weitere, bisher als solche nicht bekannte Ambrosia-Gallen sind zu nennen:

Auf *Coronilla Emerus*, Stengelgalle, verursacht durch A. Coronillae. Diese Galle wurde zuerst von LÖW aus Miramar (bei Triest) beschrieben. Im Schloßpark von Miramar und in der nächsten Umgebung (Grignano, Prosecco, Barcola) beobachtete auch ich die Galle in ungeheurer Menge.

Höchst wahrscheinlich enthalten alle auf Papilionaceen wachsenden Asphondylia-Gallen (auf *Genista*, *Cytisus*, *Sarothamnus*, *Lotus* u. a.) einen Pilz.

Mit Sicherheit kann ich es für folgende behaupten:

Stengelgalle auf *Sarothamnus scoparius* (Urheber: Asphondylia tubicola Rübs.?). Die mir zur Untersuchung vorliegenden Gallen verdanke ich Herrn Assistent BÄR, welcher sie für mich bei Königswartha sammelte.

Ich selbst fand die gleiche Galle vereinzelt, sowie die durch A. Mayeri Liebel verursachte Fruchtgalle auf *Sarothamnus scoparius* in unzähligen Exemplaren bei Kötzschenbroda (Dresden).

Endlich fand ich vereinzelt pilzhaltige Fruchtgallen auf *Genista tinctoria* und einer kleinen *Cytisus*-Art bei Görz. Urheber: A. Ononidis?).

Die *Capparis*-Ambrosia-Galle habe ich auf jener Reise vergeblich gesucht. Pirano (Istrien) ist der nördlichste Punkt jener Gegend, wo *C. spinosa* in größerer Menge wild vorkommt, leider ohne Galle.

Ob alle anderen Asphondylia-Gallen Pilzmycel enthalten, kann bis jetzt nicht entschieden werden.

Daß es auch pilzfreie Asphondylia-Gallen gibt, beweist das Beispiel der durch A. Umbellatarum verursachten Fruchtgallen an Umbelliferen. Mehrere dieser Gallen, welche mir von Herrn Prof. Dr. THOMAS (Ohrdruf) freundlichst überlassen wurden, habe ich untersucht, ohne den bei anderen Ambrosia-Gallen so charakteristischen Pilzbeleg zu finden.

Die Fragen, welche sich uns bei der Untersuchung einer Ambrosia-Galle zunächst aufdrängen, sind wohl folgende:

1. Ist der Pilz ein notwendiger Faktor im Leben des Gallentiers, oder eine zufällige, vielleicht sogar die Entwicklung der Larve hindernde Erscheinung?

2. In welcher Weise findet die Nahrungsaufnahme des Pilzes statt?

3. Sind es beliebige oder ein ganz bestimmter Pilz, mit welchem das Gallentier in Symbiose tritt?

4. Wie kommt der Pilz in die Galle?

Die erste Frage ist dahin zu beantworten, daß der Pilz sicher keine schädigende Wirkung ausübt, vielmehr für die normale Entwicklung der Larve notwendig oder wenigstens vorteilhaft ist.

Dies ergibt sich aus folgenden Beobachtungen:

Ich selbst habe hunderte von *Emerus*-Gallen und viele hunderte von *Sarothamnus*-Fruchtgallen untersucht und fand fast ausnahmslos ein wohl entwickeltes, meist sogar ein sehr mächtiges Pilzmycel als Wandbeleg. Die gleiche Erfahrung hat BARGAGLI-PETRUCCI mit der von ihm untersuchten *Verbascum*-Galle gemacht (l. c.). Das den Innenraum der Galle auskleidende Pilzmycel ist für gewöhnlich allseitig entwickelt (Taf. XII, Fig. b), so dass das Gallentier mit der Gallenwand selbst nicht in Berührung kommen kann. Wenn also irgend etwas dem Tier zur Nahrung dient, so kann dies nur der Pilz sein. Ob der Pilz wirklich unerläßlich für die Ernährung der Larve ist, d. h. ob er nicht etwa durch die saftigen Zellen der Innenwand der Galle ersetzt werden kann, wage ich nicht zu entscheiden.

Die bisher gemachten Beobachtungen sprechen in dieser Hinsicht keine eindeutige Sprache.

Einerseits fand ich — bei *Emerus*-Gallen —, daß, wenn der Pilz spärlich ausgebildet war, die Larve in der Entwicklung zurückblieb.

Andererseits kommt es vor — besonders bei der *Sarothamnus*-Fruchtgalle —, daß der Pilz nur einen kleinen Teil der Larvenkammer auskleidet, und gleichwohl hat das Tier ein durchaus normales Aussehen.

Endlich kommt auch der andere Grenzfall vor, daß der Pilz übermächtig entwickelt und daß dann das Gallentier erstickt ist. Diesen Fall beobachtete ich einige Male bei der *Emerus*-Galle.

Die genannten drei Fälle bilden aber nur seltene Ausnahmen von der Regel und diese heißt: Das Gallentier macht seine vollkommene Entwicklung bis zum Imago durch, während die Innenwand der Galle ringsum von Pilzmycel bekleidet ist.

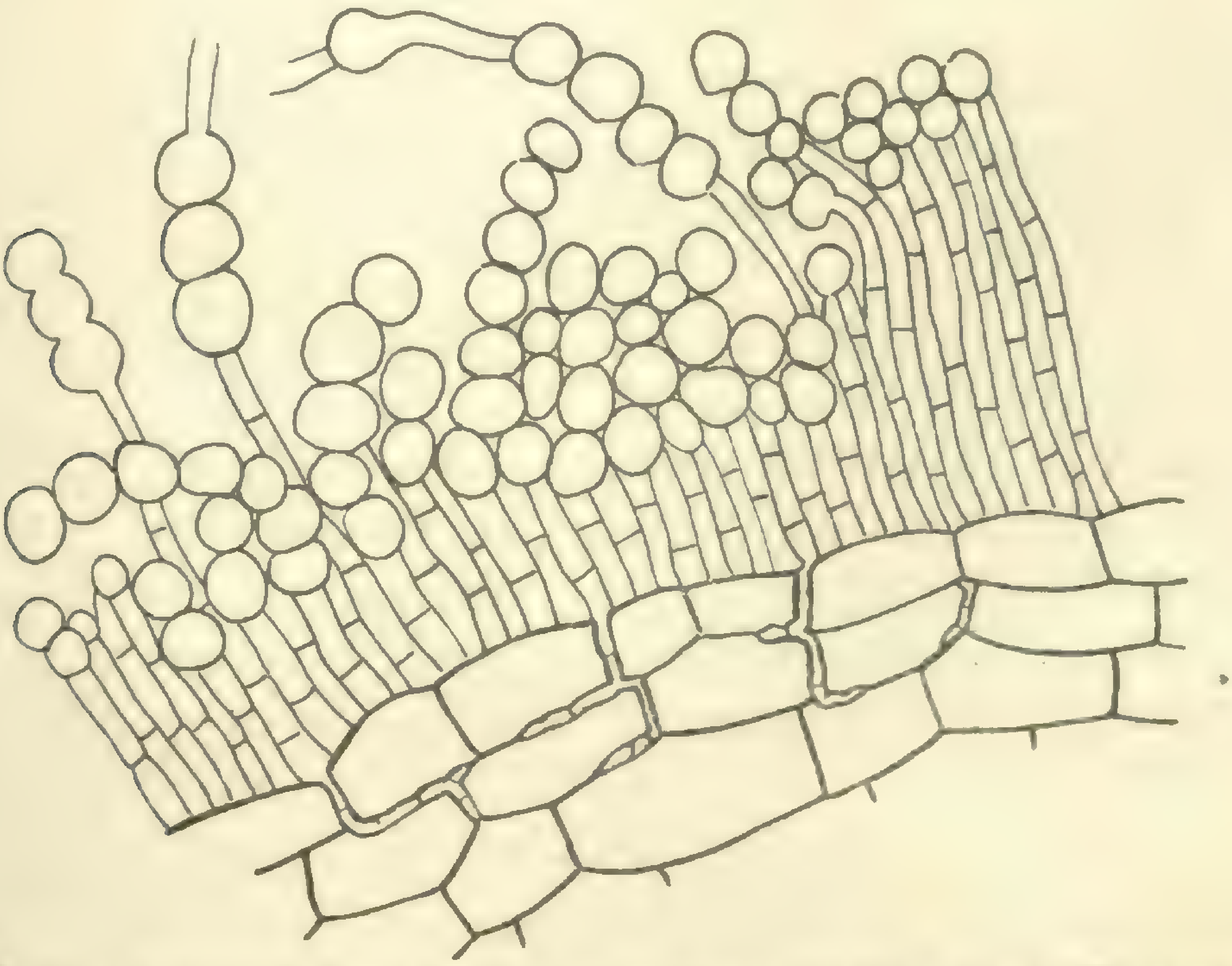


Fig. 1. Ambrosiapilzfäden in der Fruchtgalle der Asph. Mayeri.

Dies beweist doch, daß der Pilz nicht etwa ein unerwünschter oder gar lästiger, die Entwicklung des Tieres hindernder Inquiline ist.

Daß er vielmehr der Larve eine recht schmackhafte Nahrung liefert, möchte ich aus folgender Beobachtung schließen.

Solange das Tier Larve und gezwungen ist, Nahrung aufzunehmen, ist der Pilzbeleg weiß und besteht (an der dem Innenraum der Galle zugewendeten Oberfläche) aus rosenkranzförmigen Zellreihen, welche eine auffallende Übereinstimmung mit der *Ambrosia* der holzbrütenden den Borkenkäfer zeigen. (Textfig. 1 und Taf. XII, Fig. a.)

Erst gegen das Ende des Larvenstadiums und besonders in der Zeit der Metamorphose wachsen diese Zellreihen zu dünnen meist dunkelgefärbten Mycelfäden aus. Mit der Zeit färben sich alle Teile des Pilzbeleges dunkel und an Gallen, deren Bewohner das Imagostadium erreicht haben, ist die ganze Pilzbekleidung dunkelgrau bis schwarz. (Taf. XII, Fig. b—d.)

Die oben genannten rosenkranzförmigen Pilzfäden, welche der Larve wahrscheinlich zur Nahrung dienen, sind plasmareich und haben das Aussehen von Conidienketten (ähnlich denjenigen einer *Monilia*). Die einzelnen — sich leicht ablösenden — Zellen haben aber sicher nicht die Bedeutung von Fortpflanzungszellen; denn auf Nährgelatine gebracht, wachsen sie nicht aus, sondern gehen unter Braunfärbung zu Grunde (genau wie die Ambrosia der Holzborkenkäfer).

Wenn dagegen ganze Stücke des Pilzbeleges auf Nährgelatine oder sterilisiertes Brot übertragen werden, so wächst der Pilz zu einem meist weißen, später dunkelgraugrünen Luftmycel aus. (Näheres s. unten.)

Vergleichen wir die Ambrosia-Gallen mit anderen Cecidomya-Gallen oder den Cecidien anderer Tiere, so ist die Annahme wohl nicht unberechtigt, daß die Fäden des Pilzbeleges die gleiche Rolle spielen, welche in anderen Gallen den in den Hohlraum hineinwachsenden Haaren zukommt. (In vielen Fällen fehlen allerdings derartige innere Haare und das Gallentier saugt dann die inneren Epidermiszellen der Gallenwand aus, welche aber bald ersetzt werden.)

Ich möchte die Ambrosia-Gallen in dieser Hinsicht mit den ectotrophen Mycorrhizen vergleichen. So wie die Pilzfäden der Mycorrhiza dadurch, daß sie das Wurzelende umwachsen, die Bildung der Wurzelhaare verhindern und die letzteren schließlich ersetzen, so treten in der Ambrosia-Galle die Pilzfäden an die Stelle der sonst die Ernährung der Larve vermittelnden Haarbildungen oder Papillen.

Die zweite Frage: „In welcher Weise findet die Nahrungsaufnahme des Pilzes statt? kann nicht für alle Ambrosiagallen in gleicher Weise beantwortet werden.

Bargagli-Petrucci, welcher die *Verbascum*-Galle eingehender untersucht hat, sagt hierüber (l. c.) folgendes:

„Questo micelio . . . è formato di filamenti . . . che formano una specie di feltro . . .: esso non si limita alla superficie esterna degli organi, ma penetra nell' epidermide e negli spazii intercellulari più superficiali.“

Ich kann diesen Befund nicht ganz bestätigen; gerade bei der *Verbascum*-Galle fand ich weder intracellulare noch intercellulare

Mycelfäden. Das Mycel breitet sich hier zwischen den zwar hypertrophierten, aber embryonal bleibenden Staubgefäßanlagen aus, schmiegt sich diesen mit einer sehr zarten Epidermis versehenen Organen sehr eng an, dringt aber (nach dem mir vorliegenden, in Görz gesammeltem Material) nicht in das Gewebe ein.

Doch muß ich gleich bemerken, daß die Angabe von BARGAGLI-PETRUCCI damit nicht in Zweifel gezogen sein soll. Ich fand nämlich bei anderen Gallen, daß intercellulare Saughyphen gebildet werden oder solche auch fehlen können.

Am deutlichsten beobachtete ich solche intercellulare Haustorien bei der *Scrophularia*-Galle, sowie bei der Fruchtgalle von *Sarothamnus scoparius* (Asphondylia Mayeri) Textfig. 1.

Bei ersterer liegt der Gallenwand eine Schicht von wirrverflochtenen Pilzfäden an, welche nach innen (d. h. in den Innenraum der Galle) die oben beschriebenen Ambrosia-Zellen, nach außen dagegen (d. h. in das Gallengewebe) dicke gewundene, genau intercellular verlaufende Haustorien entsendet. Diese letzteren lassen sich, solange die Galle grün ist, bis in die zweite oder dritte, höchstens vierte Zellreihe verfolgen.

Bei der Fruchtgalle von *Sarothamnus scoparius* sind jene Saughyphen meist auch sehr deutlich entwickelt; als weitere Eigentümlichkeit kommt hier noch hinzu die Bildung eines aus pallisadenartig angeordneten Pilzfäden zusammengesetztes Pseudoparenchym. Die Mächtigkeit dieser Schicht, welche höchst wahrscheinlich zur Speicherung dient, schwankt in einer und derselben Galle zwischen weiten Grenzen, nämlich von wenigen μ bis zu 0,1 mm. (Vergl. Taf. XII, Fig. c und d.)

Daß dieses Pseudoparenchym, dessen einzelne Zellen sich mit ihrer Schmalseite der Innenwand der Galle überaus eng anschmiegen, auch als solches saugend wirkt, scheint mir unzweifelhaft. Bei der *Sarothamnus*-Fruchtgalle beobachtete ich, daß von dem genannten Pseudoparenchym Saughyphen in das Gallengewebe entsandt werden; ebensooft aber fehlen solche vollkommen und dann kann die Nahrungsaufnahme von Seiten des Pilzes nur durch das enganliegende Pseudoparenchym erfolgen. Ich möchte daher das letztere als „Saugschicht" bezeichnen.

Bei der *Emerus*-Galle endlich scheinen intercellulare Haustorien ganz zu fehlen; wenigstens konnte ich in den zahlreichen Gallen, welche ich untersuchte, keine einzige mit vollkommener Sicherheit nachweisen; dafür ist bei dieser Galle die pseudoparenchymatische Saugschicht oft sehr kräftig entwickelt. (Taf. XII, Fig. d.)

Welch kompakte Masse diese Saugschicht oft bildet, geht daraus hervor, daß bei der Herstellung zarter Querschnitte der Pilzbeleg sich als ganzes von der Gallenwand häufig glatt ablöst (besonders bei der *Emerus*-Galle).

In einigen wenigen Fällen beobachtete ich bei der *Emerus*-Galle unmittelbar unter der Pilzschicht im Gallengewebe die Andeutung einer Schutzkorkbildung, was darauf schließen läßt, daß das Gallengewebe dem Angriff des Pilzes einen gewissen Widerstand entgegenzusetzen bestrebt ist.

Kultur der Ambrosiagallenpilze und systematische Stellung derselben.

Die Frage, von welchen Pilzen die Ambrosia-Schicht der Asphondyliagallen gebildet wird, ist zuerst von BACCARINI angeschnitten, aber nicht gelöst worden[1]).

A priori könnte man mit der Möglichkeit rechnen, daß ganz beliebige Pilze, z. B. weit verbreitete Schimmelpilze, wie *Botrytis cinerea* u. a. befähigt wären, Ambrosia zu bilden. Denn wenn wir sehen, daß in den Fraßgängen der holzbrütenden Borkenkäfer die *Ceratostomella*-Arten ähnliche Bildungen hervorbringen, wie gewisse Hymenomyceten in den Pilzgärten der Ameisen und Termiten, dann müssen wir annehmen, daß die Fähigkeit, Ambrosia zu bilden, weniger ein Attribut bestimmter Pilzarten, als vielmehr eine Folge gewisser, noch nicht näher bekannter Vegetationsbedingungen ist.

Die Versuche, welche ich zur Kultur der Ambrosia-Pilze der Asphondyliagallen angestellt habe, sowie gewisse in der freien Natur ausgeführte Beobachtungen haben indessen ergeben, daß nicht beliebige, sondern ganz bestimmte Pilze die innere Auskleidung des Gallenraumes bilden.

Dieselben gehören — soweit meine bisherige Untersuchung zeigt — der Gattung *Phoma* oder streng genommen der Gattung *Macrophoma* (und zwar wohl vorwiegend der Sektion *Cylindrophoma)* an.

a) *Emerus*-Galle.

Um die systematische Stellung des Pilzes zu ermitteln, wurden folgende Versuche angestellt:

---

1) Er sagt (l. c.):

Ho tentato di coltivare il micelio in soluzioni nutritive . . . in tut i casi pero il micelio resta stazionario . . . e finisce col degenerare e peri Le molte culture istituite in questa maniera non mi hanno mai dato qualch fruttificazione.

1. Aus zahlreichen, eben geöffneten Gallen wurden Mycelstücke auf verschiedene Nährboden gebracht (Gelatine, sterilisiertes Brot, sterilisierte Stengel von *C. Emerus*). In vielen Fällen wuchs das Mycel nicht aus, in vielen Fällen aber erhielt ich mehr oder weniger reine Kulturen. Es ist leicht einzusehen, daß trotz aller angewandter Vorsicht (Sterilisation der Instrumente usw.) bei der Abimpfung hie und da ein fremder Keim mit eingeführt wurde; besonders ein *Hormodendron* trat wiederholt als Verunreinigung auf.

In jenen Fällen aber, wo Reinkulturen des Ambrosia-Pilzes erzielt wurden, bestanden dieselben aus einem zuerst farblosen, später graugrün, endlich fast schwarz gefärbten Mycel, welches unter geeigneten Bedingungen zur Bildung von Pycniden gelangte. Wenn die letzteren reif wurden (was nicht immer der Fall war), enthielten sie farblose, einzellige, an kurzen Trägern sitzende Conidien, welche sich unschwer als *Macrophoma*-Conidien identifizieren ließen.

Daß demnach der Pilz der *Emerus*-Galle eine *Macrophoma* ist, war durch diese Versuche, wenn auch noch nicht absolut sicher bewiesen, so doch höchst wahrscheinlich gemacht. Die Bestätigung ergab sich aus folgendcn Tatsachen:

2. Ich ließ frische *Emerus*-Gallen, deren Bewohner im Begriff waren, auszuschlüpfen oder schon ausgeschlüpft waren, im Freien auf feuchtem Sand liegen; nach einigen Wochen waren die Gallen über und über bedeckt mit *Macrophoma*-Pycniden.

3. Im September 1908 brachte ich einen Tag in Miramar zu, um das Schicksal der *Emerus*-Gallen an Ort und Stelle zu studieren. Viele waren, obwohl seit längerer Zeit von dem Gallentier verlassen, noch wohl erhalten; ein großer Teil war ohne Zweifel abgefallen; von letzteren war freilich am Boden keine Spur mehr zu entdecken. Von den der Pfanze noch ansitzenden Gallen zeigten nicht wenige an der Außenseite der Gallenwand schwarze Punkte, welche sich gleichfalls als *Macrophoma*-Pycniden erwiesen. (Taf. XII, Fig. 5.)

Die genannten Fruchtkörper waren stets nur an den abgestorbenen Gallen, nicht an anderen Pflanzenteilen nachzuweisen.

4. Ausnahmsweise kommen auch an den noch grünen, zuweilen sogar an den vom Gallentier noch bewohnten Gallen die Pycniden der *Macrophoma* zur Ausbildung[1]). Die Zahl der Gallen, welche diese Erscheinung zeigten, war freilich sehr gering; aber diese

---

[1]) Es sind dies meist jene seltenen Fälle, in welchen der Pilz sich so mächtig entwickelt, daß die Larve erstickt.

wenigen Fälle sind sehr wertvoll, weil sie unzweifelhaft beweisen, daß Ambrosia-Mycel und *Macrophoma*-Mycel ineinander übergehen. (Taf. XII, Fig. e.)

Merkwürdigerweise werden die Pycniden, wenn sie an der abgestorbenen Galle entstehen, fast nur an der äußeren Gallenwand angelegt; das Mycel durchwächst dann das ganze (absterbende) Gallengewebe und kommt erst an der Außenseite zur Fruchtkörperbildung[1]).

Nur in jenen Ausnahmefällen, in welchen die Pycniden in der noch grünen Galle angelegt werden, bilden sich einige Pycniden auch an der Innenseite aus — neben normal an der Oberfläche entstandenen. Die ersteren haben aber durchaus unregelmäßigen Umriß (statt niedergedrückt kugelig) und größeren Durchmesser.

Wie schon oben kurz erwähnt, erreichen die auf künstlichen Substraten (auch auf sterilisierten *Emerus*-Stengeln) erzielten Pycniden häufig nicht die volle Reife. Sie enthalten dann keine Sporen, sondern nur einen wenig differenzierten weißen Kern.

Nur in einzelnen Kulturen traten vereinzelt reife Pycniden auf und die darin enthaltenen Sporen stimmen hinsichtlich Form und Größe vollkommen mit jenen in der freien Natur entstandenen überein.

Auf abgestorbenen Zweigen von *Coronilla Emerus* findet sich überaus häufig ein Pilz, welcher als *Phoma Coronillae* West. beschrieben worden ist.

Die Sporen dieses Pilzes haben eine Länge von 8—12 μ, allerhöchstens 15 μ, und unterscheiden sich dadurch, wie durch ihre Form (elliptisch bis länglich, an beiden Enden abgerundet) sehr deutlich von den Pycnosporen, welche in Reinkulturen des Ambrosia-Pilzes, wie auch an abgestorbenen Gallen entstehen. Die letzteren sind an beiden Enden scharf zugespitzt und meist mehr als doppelt so lang — nämlich 21—25 μ, zuweilen sogar 28 μ.

Wir dürfen also wohl nicht annehmen, daß der in den Ambrosia-Gallen auftretende Pilz identisch sei mit der an abgestorbenen *Emerus*-Stengeln häufigen *Phoma Coronillae*. Ersterer muß vielmehr — wegen der Sporengröße — in die Gattung *Macrophoma* gestellt werden, und man ist wohl berechtigt, hierauf eine neue Art zu gründen — auf C. *Emerus* ist meines Wissens bisher keine *Macrophoma* bekannt — welche ich *Macrophoma Coronillae Emeri* Neger nenne und deren bemerkenswerteste Eigenschaft ist, daß sie in Symbiose mit der Asphondylia Coronillae und daher (anscheinend) nur in und auf den Gallen dieses Tieres lebt.

---

[1]) Ein interessantes Analogon hierzu bilden die von Nematus vesicator verursachten Gallen der Weidenblätter, wenn sich auf ihnen eine *Melampsora* ansiedelt. Das Mycel des Rostpilzes wächst oft durch die ganze Gallenwand hindurch, dringt auch als Luftmycel in den Gallenraum ein, ohne indessen hier Sporen zu bilden; solche kommen nur an der Oberfläche der Galle zur Entwicklung.

Zu ähnlichen Resultaten kam ich bei den anderen Ambrosiagallen:

b) Fruchtgalle auf *Sarothamnus scoparius*. (Asphondylia Mayeri.)

Mycel aus Gallen auf künstliches Nährsubstrat (steriles Brot, Zweige oder Hülsen von *Sarothamnus*) übertragen, lieferte graugrünes (später fast schwarzes) Luftmycel[1]) und sterile Pycniden.

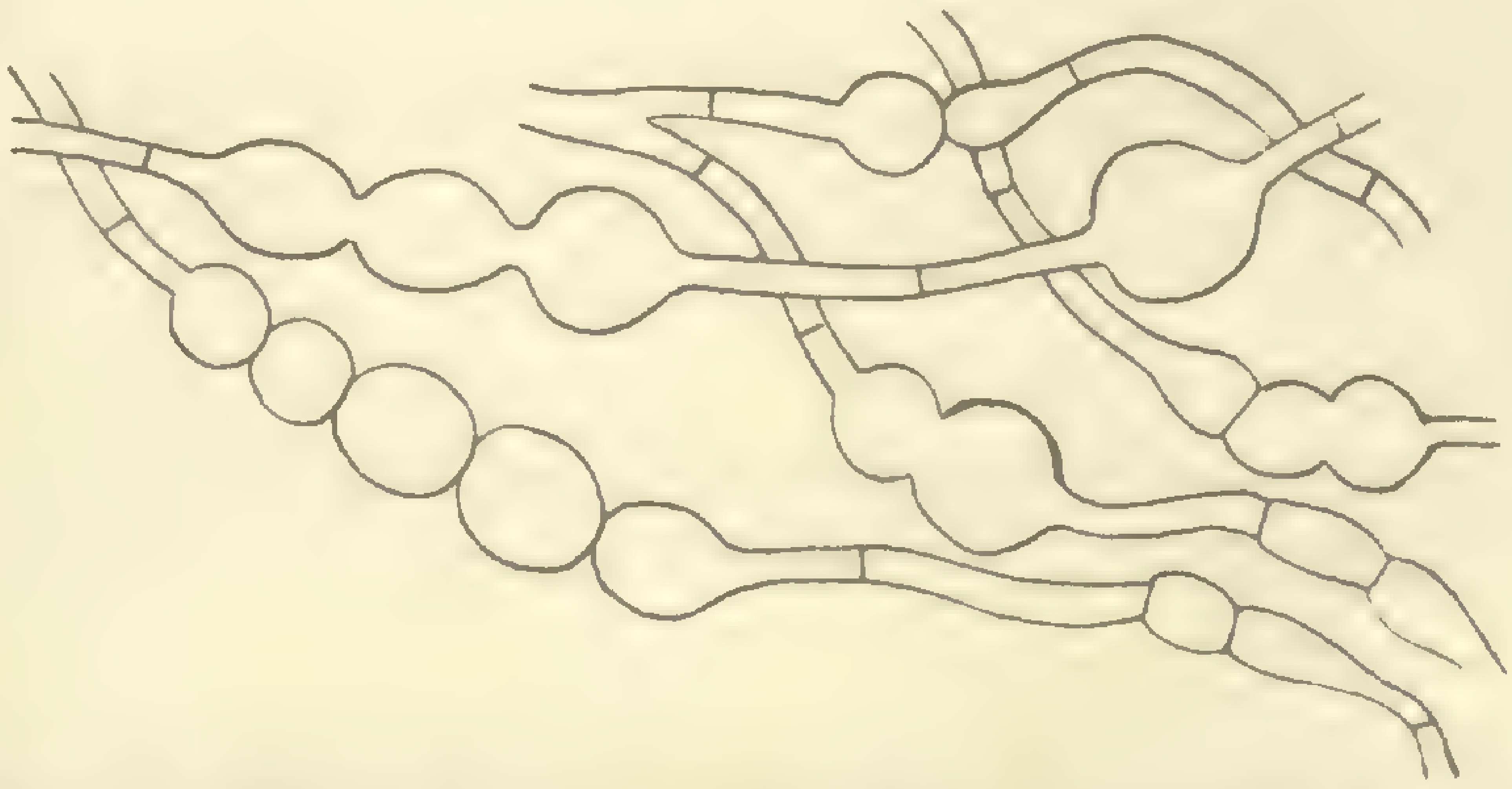


Fig. 2. In künstl. Kulturen (auf sterilisierten Hülsen) erhaltene ambrosiaähnliche Pilzfäden des Pilzes aus der Galle von Asph. Mayeri.

Ambrosia-Gallen, auf feuchter Erde ins Freie gelegt, sind nach einiger Zeit mit Pycniden einer *Macrophoma* bedeckt.

Im Herbst (Oktober) gesammelte, vom Gallentier verlassene Fruchtgallen zeigen da, wo die Gallenhöhlung war, äußerst zahlreich Pycniden der gleichen *Macrophoma* in sehr großer Anzahl. (Taf. XII Fig. 3.)

Von hunderten von Gallen, die ich sammelte, entbehren nur einige wenige der genannten Pycniden[2]).

An anderen normal entwickelten Früchten fand ich niemals die Pycniden der *Macrophoma*, wohl aber zuweilen Pycniden einer echten *Phoma* (mit kurzen eiförmigen Sporen); die gleichen (*Phoma*)-

---

[1]) Von 20 angelegten Kulturen hatten 18 vollkommen gleiches Aussehen, nur 2 waren durch andere Pilze verunreinigt.

[2]) Die mikroskopische Untersuchung des Querschnittes durch diese Gallen läßt den Zusammenhang des Ambrosia-Mycels mit dem Pycniden bildenden Mycel in ausgezeichneter Weise erkennen.

Pycniden treten wohl vereinzelt auch an Fruchtgallen, meist aber in größerer Entfernung von der Gallenhöhlung auf.

Aus den Conidien der *Macrophoma*-Pycniden erzog ich (im Oktober) auf künstlichen Substraten in Reinkultur ein Mycel, welches im Aussehen, Farbe und Einzelheiten vollkommen übereinstimmt mit jenen Kulturen, welche (im Juli) aus Ambrosia-Mycel erhalten worden waren.

Auch das aus *Macrophoma*-Conidien erhaltene Mycel bildete in der Reinkultur nur sterile Pycniden.

Besonderes Interesse beansprucht noch jene Kultur, welche aus Ambrosia-Mycel auf sterilisierten *Sarothamnus*-Hülsen entstanden war. In derselben traten nämlich in großer Menge die gleichen stark angeschwollenen rosenkranzförmigen Mycelfäden auf, die auch in den Ambrosia-Gallen selbst regelmäßig vorkommen und welche wir direkt als „Ambrosia" angesprochen haben. (Textfig. 2.)

Die gleichen Bildungen erhielt ich, wenn ich den aus *Macrophoma*-Conidien erzogenen Pilz auf sterilisierte *Sarothamnus*-Hülsen überimpfte.

c) Stengelgalle an *Sarothamnus scoparius*. (Asphondylia tubicola.)

Von dieser Galle stand mir nur wenig Material zur Verfügung.

Ich legte einige entleerte Gallen auf feuchten Sand ins Freie und beobachtete nach einigen Wochen, daß die Oberfläche der Gallen mit Pycniden einer *Macrophoma* bedeckt waren.

Kulturversuche mit dem Mycel dieser Galle gaben — weil in zu geringer Menge angesetzt — keine einwandfreien Resultate.

Ebenso wie die beiden Gallentiere A. Mayeri und A. tubicola nach Angabe der Zoologen verschiedene Arten sind, so scheinen auch die von ihnen gezüchteten Pilze spezifisch verschieden zu sein.

Beide Pilze sind allerdings, wie erwähnt, *Macrophoma*-Arten und recht wohl verschieden von der auf Legumiosenfrüchten häufig auftretenden (oft gleichzeitig vorhandenen) *Phoma leguminum* West. sowie von anderen *Sarothamnus* bewohnenden *Phoma*-Arten.

Sporen des Pilzes von
Asph. Mayeri 20—25 μ, an beiden Enden abgerundet.
Sporen des Pilzes von
Asph. tubicola 20—25 μ, schmäler als vorige und an beiden Enden scharf zugespitzt.

Auf *Spartium junceum* ist in Italien eine *Macrophoma sparti-*

cola Berl. et Vog. beobachtet worden, deren Sporen gleichfalls 20 bis 25 μ lang und an beiden Enden verschmälert sind. Da mir Vergleichsmaterial dieses Pilzes nicht zugänglich ist, so wage ich die Frage, ob einer der beschriebenen Ambrosia-Pilze mit der *M. spartiicola* identisch ist oder nicht, vorläufig nicht zu entscheiden.

d) Blütenknospengalle der *Verbascum*-Arten (Asphondylia Verbasci).

Bei Görz gesammelte Gallen von *Verbascum nigrum* wurden auf Sand ins Freie gelegt. Nach 4 Wochen fand ich vereinzelt Pycniden einer *Macrophoma* unter den Kelchblättern auf der Außenwand der Galle.

Das Material war freilich (infolge des Transportes nach Tharandt) beim Auslegen nicht mehr ganz frisch und es hatten sich daher auch andere Pilze darauf entwickelt. Mycelstücke aus den frischen Gallen entnommen und (noch auf der Reise) auf künstliche Nährböden übergeimpft, lieferten Mycelien und pycnidenartige (sterile) Fruchtkörper von vollkommen gleichem Aussehen, wie die in den Kulturen des *Emerus*- und *Sarothamnus*-Pilzes auftretenden Bildungen, freilich mehrfach durch andere Pilze verunreinigt.

BARGAGLI-PETRUCCI hat anscheinend nicht den Versuch gemacht, den Pilz der *Verbascum*-Galle zu kultivieren; er hat sich durch die negativen Erfolge BACCARINIs mit dem *Capparis*-Pilz davon abschrecken lassen.

Die im Mölltal gesammelten Ambrosia-Gallen auf *Verbascum thapsus* wurden zu gleichen Versuchen verwendet und diese ergaben vollkommen übereinstimmende Resultate, nämlich graugrünes Mycel (auf künstlichen Nährboden) nebst sterilen Pycniden und (auf den ausgelegten Gallen) in geringer Menge Pycniden einer *Macrophoma* (z. T. durch Hyphomyceten überwuchert).

Conidien des Pilzes in der *Verbascum nigrum*-Galle (Görz):
15—25 μ; spindelförmig an beiden Enden zugespitzt.
Conidien des Pilzes in der *Verbascum thapsus*-Galle (Mölltal):
11—16 μ cylindrisch, an beiden Enden abgestumpft.

Hieraus ergibt sich, daß die Pilze in den beiden Gallen untereinander etwas verschieden sind. Sie sind aber auch verschieden von den auf *Verbascum*-Arten bekannt gewordenen *Phoma*-Arten, z. B. *Ph. errabunda* Decne., und müssen nach ihrer Sporengröße in die Gattung *Macrophoma* gestellt werden. (NB. Der auf *V. thapsus* auftretende Ambrosia-Pilz scheint — nach der Sporengröße — an die Grenze der Gattungen *Phoma* und *Macrophoma* zu stehen.)

Nachdem (meines Wissens) auch auf *Verbascum*-Arten *Macrophoma* noch nicht beobachtet worden ist, dürften auch die Ambrosia-Pilze der *Verbascum*-Blütengallen als neu anzusehen sein, wobei ich aber zunächst davon absehen möchte, denselben Namen zu geben, da das mir zur Verfügung stehende pycnidentragende Material zu spärlich ist. Es wäre wünschenswert, die Untersuchung an Ort und Stelle des Vorkommens der *Verbascum*-Gallen fortzusetzen.

Jedenfalls aber hat es den Anschein, daß auch diese *Macrophoma*-Arten mehr oder weniger eng an die Asphondylia-Gallen gebunden sind und sonst nicht, oder nur spärlich vorkommen.

e) Blütenknospengalle in *Scrophularia canina.* (Asph. Scrophulariae = A. Verbasci?)

Die in der Nähe von Görz gesammelten Ambrosia-Gallen der südlichen *Scrophularia*-Art sind in mehrfacher Hinsicht von ganz besonderem Interesse. Die mit Pilzmycel erfüllte Larvenkammer ist der stark hypertrophierte Fruchtknoten. Nicht selten aber wird nur ein Teil des letzteren zur Galle umgebildet, während der Rest sich normal entwickelt und unter Umständen sogar Samen ausbildet.

An einigen der Fruchtknotengallen, deren Blumenkrone schon abgefallen war, fand ich nun die Fruchtkörper einer *Macrophoma*, und zwar treten an den nur partiell in Gallen umgewandelten Fruchtknoten die Pycniden nur an dem hypertrophierten Teil der Gynoeceumwand auf, also da, wo im Innern Ambrosiamycel enthalten ist, während die gesunden Teile der Fruchtknotenwand frei von Pycniden sind. (Taf. XII, Fig. 1 und 2.)

Die Erscheinung deckt sich vollkommen mit der oben für die *Sarothamnus*-Fruchtgalle dargestellten Sachlage.

Ein weiterer bemerkenswerter Schluß kann gezogen werden, wenn die *Macrophoma* auf der *Scrophularia*-Galle mit der *Macrophoma* auf der *Verbascum nigrum*-Galle verglichen wird.

Wie ich oben schon erwähnte, ist es wahrscheinlich, daß die Asphondylia Verbasci identisch ist mit der A. Scrophulariae. Abgesehen von übereinstimmender Morphologie der Imagines, spricht dafür insbesondere der Umstand, daß ich beide dicht nebeneinander fand. Wenn also beide Gallen von einer und derselben Asphondylia-Art verursacht werden, dann ist zu erwarten, daß auch die beiden Ambrosia-Pilze identisch sind. In der Tat stimmen die Conidien der *Macrophoma* auf *Scrophularia* in Größe und Form vollkommen überein mit jenen der *Macrophoma* auf *Verbascum nigrum.* (Sporen 15—25 μ, an beiden Enden zugespitzt.)

Schließlich sei noch erwähnt, daß Mycel aus den Gallen der *Scrophularia* auf künstlichen Nährboden übertragen, zu Kulturen auswuchs, welche das gleiche Aussehen haben, wie die aus Ambrosia-Mycel der *Verbascum nigrum*-Galle gewonnene, sowie daß *Scrophularia*-Gallen, ins Freie gelegt, nach einigen Wochen *Macrophoma*-Pycniden erkennen ließen, die nach der Form und Größe der Conidien übereinstimmen mit jenen Pycniden, welche ich an Ort und Stelle (auf Gallen) sammelte.

Der Schluß ist also wohl nicht unberechtigt, daß eine und dieselbe *Macrophoma*-Art in zwei verschiedenen Gallen als Ambrosia-Mycel auftritt, und dieses Zusammentreffen wird wohl nur verständlich, wenn wir annehmen, daß die Einschleppung des Pilzes durch Vermittlung des Gallentiers erfolgt. (S. nächsten Abschnitt.)

Auch auf *Scrophularia* ist (meines Wissens) bisher keine *Macrophoma* bekannt, wohl aber einige hier nicht in Betracht kommende *Phoma*-Arten.

Ehe ich auf die letzte hier zu behandelnde Frage eingehe, möchte ich nicht unterlassen darauf hinzuweisen, daß die Ambrosia-Pilze der Asphondylia-Gallen, welche — soweit untersucht — alle der Gattung *Macrophoma* angehören, auch insofern ein Seitenstück zu den Pilzen der Ameisen und Termiten darstellen, als sie — wie diese — allem Anschein nach anders als im Zusammenhang mit dem Tier nicht vorkommen. Man ist versucht anzunehmen, daß die Symbiose mit dem Gallentier für sie eine unentbehrliche Lebensbedingung geworden ist.

Über die Frage „wie kommt der Pilz in die Galle, können, solange nicht eingehendere Untersuchungen von zoologischer Seite über die Biologie der Asphondylia-Arten vorliegen, höchstens Vermutungen und indirekte Schlüsse gezogen werden. Der Umstand, daß der Pilz fast niemals fehlt, läßt vermuten, daß derselbe vom Insekt eingeschleppt wird; jedenfalls ist sehr unwahrscheinlich, daß die Pilzinfektion dem Zufall überlassen bleibt. Dagegen spricht vor allem das Ergebnis der systematischen Untersuchung, nach welcher die Ambrosiapilze anscheinend nicht identisch sind mit weit verbreiteten *Phoma*-Arten; denn wie oben ausgeführt wurde, ist der Ambrosia-Pilz der Emerusgalle wohl verschieden von der überaus häufigen *Phoma Coronillae,* und ähnlich liegen die Verhältnisse bei den *Sarothamnus*-, *Scrophularia*- und *Verbascum*-Gallen.

Damit verbietet sich von selbst die Annahme, daß etwa allverbreitete *Phoma*-Conidien dem Ei zufällig anhaften und in der

Galle zur Keimung und Mycelentwicklung gelangen. Vielmehr scheint es, wie oben ausgeführt wurde, als ob die Ambrosia-Pilze gar nicht sehr häufig und nur im Zusammenhang mit den Gallen auftreten. Dann ist aber eine Einschleppung des Pilzes durch das Muttertier bei der Eiablage im höchsten Grade wahrscheinlich. Freilich das „Wie“ entzieht sich vorerst vollkommen unserer Einsicht. Denn die Ambrosia-Pilze bilden im Innern der Galle keinerlei Sporen oder Fortpflanzungskörper, andererseits kommen die Pycniden der *Macrophoma*-Arten erst viel später zur Entwicklung, als das Imago die Galle verläßt.

Es ist mir freilich auch nicht bekannt, wann die Eiablage erfolgt, sowie ob dieselbe oberflächlich geschieht oder ob zu diesem Zweck ein Pflanzenteil angestochen wird. Jedenfalls wäre es wünschenswert, wenn von zoologischer Seite beigetragen würde, die eine oder andere der noch zu beantwortenden Fragen in Angriff zu nehmen.

Ich fasse die Ergebnisse meiner Untersuchung in folgende Leitsätze zusammen:

1. Die meisten Gallmücken der Gattung Asphondylia nähren sich vorwiegend oder ausschließlich von einem Pilz, welcher die Innenwand der Gallenhöhlung auskleidet. Dieser Pilz bildet besondere, aus Reihen kugeliger Zellen zusammengesetzte Fäden, welche sehr an die Ambrosia der Holz bewohnenden Borkenkäfer erinnern. (Daher die Bezeichnung Ambrosia-Gallen.)

2. Das Pilzmycel ernährt sich meist durch intercellulare Haustorien, oder durch eine besondere der Innenwand der Galle angepreßte pseudoparenchymatische Saugschicht.

3. Die Pilze der Asphondylia-Gallen sind *Macrophoma*-Arten. Conidien werden für gewöhnlich im Innern der Gallenhöhlung nicht gebildet, sondern nur in Pycniden an der Gallenoberfläche (nachdem das Gallentier ausgeschlüpft ist und das Gallengewebe abzusterben beginnt).

4. Diese *Macrophoma*-Arten scheinen nur in Zusammenhang mit den Ambrosia-Gallen aufzutreten; sie sind nicht identisch mit weit verbreiteten, auf den betreffenden Wirtpflanzen sonst vorkommenden *Phoma*-Arten.

5. Der Pilz wird wahrscheinlich vom Muttertier dem Ei bei der Eiablage beigegeben und findet im Innern der Galle günstige Wachstumsbedingungen. Das „Wie“ dieses Vorgangs ist noch in vollkommenes Dunkel gehüllt.

Bei der vorstehenden Untersuchung bin ich durch Zuwendung von Untersuchungsmaterial von folgenden Herren gütigst unterstützt worden: Prof. VON MARCHESETTI (Triest), Hofgärtner V. LIEB (Innsbruck, früher Miramar), Dr. O. PAZSCHKE (Dresden), Dr. ROSS (München), W. BÄR (Tharandt), Prof. F. THOMAS (Ohrdruf). Allen diesen Herren, sowie Herrn Forstassessor THIERMANN, welcher die beigegebenen Microphotographien herstellte, spreche ich auch an dieser Stelle meinen wärmsten Dank aus.

Literatur.

1. BACCARINI, Sopra un curioso cecidio della *Capparis spinosa* (Malpighia Vol. VII, 1893).
2. BARGAGLI-PETRUCCI, Il micozoocecidio del *Verbascum*. (Nuove giornale bot. ital. (N. serie) Vol. XII. 1905.)
3. HOLTERMANN, Pilzbauende Termiten (Schwendener Festschrift 1899).
4. LAGERHEIM, Über *Lasius fuliginosus* (*Latr.*) und seine Pilzzucht (Entomologisk tidskrift 1900).
5. MÖLLER, Die Pilzgärten einiger südamerikanischer Ameisen. Jena 1893.
6. NEGER, Die Pilzkulturen der Nutzholz-Borkenkäfer. Naturw. Zeitschr. f. Land- und Forstwirtschaft, Bd. V, 1908 und: Über Ambrosia-Käfer, Aus der Natur 1908, Heft 11.
7. PETCH, The fungi of certain termite nests. (Annals Royal Bot. Gard. Peradenza. Vol. III, pt. II, 1906.)
8. SCHMIDBERGER, Über Bostrychus dispar in *Kollar*, Naturgeschichte d. schädlichen Insekten in Beziehung auf Landwirtschaft und Forstkultur. Wien 1837.
9. STROHMEYER, Über die Lebensweise und Schädlichkeit von Hylecoetus dermestoides L. (Naturw. Z. f. Land- und Forstwirtschaft, Bd. V, 1907.)
10. TROTTER, Entomocecidii della flora italica. (Nuovo giorn. bot. ital., nuova serie Vol. VIII 1900.)

Erklärung der Abbildungen auf Taf. XII.

a) Ambrosia des Xyloterus dispar. Vergr. 150.

b) Querschnitt durch die Galle von Asphondylia Emeri (auf *Coronilla Emerus*), mit dem die Innenwand auskleidenden schwarzen Pilzbeleg. Vergr. ca. 10.

c) desgl.; Teil des Pilzbeleges mit palissadenförmigen Hyphen. Vergr. ca. 100.

d) desgl.; besonders kräftig entwickelte, aus säulenförmigen Hyphen gebildete „Saugschicht“. Vergr. ca. 30.

e) desgl.; links oben drei *Macrophoma*pycniden, die zwei inneren von abnormer Größe und Gestalt, die äußere von normaler Ausbildung. Das Präparat zeigte bei stärkerer Vergrößerung den Übergang des Mycels des Ambrosiapilzes in das *Macrophoma*-Mycel. Vergr. 15.

a—e Mikrophotographien.

1. Normale Frucht der *Scrophularia canina.*
2. Teilweise in Galle umgewandelte Frucht der gleichen Pflanze. An der Oberfläche der Galle *Macrophoma*pycniden.
3. Frucht von *Sarothamnus scoparius*, teilweise in Galle umgewandelt und hier mit *Macrophoma*pycniden bedeckt.
4. und 5. Gallen der Asphondylia Emeri; 4 geschlossen, 5 nach dem Ausschlüpfen des Gallentiers; an der Oberfläche *Macrophoma*pycniden.

87. Hugo de Vries: Bastarde von Oenothera gigas.

(Eingegangen am 5. Dezember 1908.)

Im zweiten Bande meiner „Mutations-Theorie“ habe ich gezeigt, daß es im wesentlichen drei Haupttypen von Bastarden gibt. Die betreffenden Kreuzungen habe ich als unisexuelle und bisexuelle, sowie als Mutations-Kreuzungen unterschieden.

Seit dem Erscheinen jenes Werkes und der ihm vorausgeschickten vorläufigen Mitteilungen sind die bisexuellen Kreuzungen allgemein Gegenstand der Forschung geworden, während die beiden anderen Gruppen nur wenig Berücksichtigung gefunden haben. Die bisexuellen Bastarde spalten sich in der zweiten und den folgenden Generationen und folgen dabei den MENDELschen Gesetzen. Material für dieses Studium liefern vorzugsweise die domestizierten Tiere und die im großen kultivierten landwirtschaftlichen und Gartenpflanzen. Die Kultur hat ja bei ihnen vorwiegend eine sehr bedeutende Anhäufung von Varietäten in den einzelnen Arten erzielt und es sind gerade solche Varietäten, welche den erwähnten Gesetzen folgen.

Die unisexuellen Kreuzungen geben gar häufig sterile Bastarde. Ihre Bastarde pflegen zwischen beiden Eltern intermediär zu sein, und wenn sie fertil sind, konstante Rassen darzustellen. Sie treten namentlich bei Kreuzungen von wildwachsenden Arten auf. Ihre Konstanz bezieht sich häufig nur auf einen Teil der Merkmale, während andere, welche sich in den Nachkommen spalten, diese Konstanz mehr oder weniger verdecken.

Während sowohl die unisexuellen wie die bisexuellen Kreuzungen eine einförmige erste Generation geben, ist dieses bei den Mutations-Kreuzungen nicht der Fall. Hier treten die beiden elterlichen Typen schon in dieser getrennt nebeneinander auf. Sie können dann beide in der zweiten und den folgenden Generationen konstante Rassen bilden oder es können wiederum Spaltungen auftreten. Bisweilen wird in der ersten Generation neben den elterlichen Typen auch derjenige der gemeinschaftlichen Vorfahren sichtbar (z. B. bei *Oenothera lata* × *nanella*). Diese sehr mannigfaltige Gruppe von Erscheinungen beruht wohl auf einer Assoziation der betreffenden Pangene und die Mutations-Kreuzungen können daher auch Assoziations-Kreuzungen genannt werden[1].

Unter den wildwachsenden Pflanzen eignet sich für ein vergleichendes Studium dieser Bastardtypen die amerikanische Gattung *Oenothera* ganz besonders, da sie Beispiele aus den drei Hauptgruppen umfaßt. Ihre Arten sind zwar teilweise in Gärten ververtreten und in Europa auch aus solchen verwildert, aber sie sind, soweit bekannt, durch die Kultur nicht verändert, und namentlich nicht mit Varietäten bereichert worden. Wohl findet man in botanischen Gärten vielfach Bastarde zwischen den einzelnen Arten. Diese sind meist konstante Rassen, aber bisweilen auch variabel in bezug auf einzelne Merkmale (z. B. die Petalen der *Oen. cruciata*).

In dem genannten Werke habe ich die *Oenothera brevistylis* als einen Fall von bisexueller Kreuzung und die Bastarde zwischen *Oenothera Lamarckiana, lata, nanella, rubrinervis* und anderen als Beispiele von Mutationskreuzungen ausführlich behandelt. Daneben wurde ein einzelner vorläufiger Versuch mit *Oenothera gigas* beschrieben, in welchem aus einer Kreuzung mit *O. Lamarckiana* eine einförmige Nachkommenschaft entstand (l. c. II p. 420).

Die Bastarde von *Oenothera gigas* haben inzwischen durch die Entdeckung von MISS A. LUTZ in Cold Spring Harbor ein ganz besonderes Intereresse gewonnen[2]. Sie fand daß diese in meinem Versuchsgarten im Jahre 1895 entstandene neue Art die doppelte Anzahl Chromosomen hat in Bezug auf ihre Mutterart. Während *O. Lamarckiana* nach den übereinstimmenden Erfahrungen von GATES[3] und GEERTS[4] in den vegetativen Kernen 14 Chromosomen führt, fand MISS LUTZ diese Zahl für *O. gigas* auf 28. Sie untersuchte die Wurzelspitzen, und GATES bestätigte ihre Entdeckung für die Pollenmutterzellen[1]). Da die *O. gigas* aus Samen hervorgegangen ist, welche ich im Sommer 1891 im hiesigen Versuchsgarten auf isolierten Individuen von reiner Abstammung gesammelt hatte, muß also die Verdoppelung der Anzahl der Chromosomen in diesem Jahre daselbst stattgefunden haben[2]).

---

[1] Die Erscheinung der Zwillingsbastarde gehört wohl auch zu dieser Gruppe. Vgl. On Twin hybrids, Bot. Gaz. Bd 44 S. 401, Dec. 1907 und Über Zwillingsbastarde von *Oenothera nanella*. Diese Berichte Bd. XXVIa. Nov. 1908 S. 667.

[2] Science N. S. Bd. 26, S. 151—152, Aug. 1907.

[3] Bot. Gazette Bd. 43, S. 81—115, 1907.

[4] Diese Berichte Bd. 25, S. 191—195, 1907, und Bd. 26a, S. 608, 1908.

Von hervorragender Wichtigkeit ist nun das Verhalten der Chromosomen in den Bastarden. GATES fand in einem Bastard von *O. lata* (welche 14 Chromosomen führt) mit *O. gigas* (mit 28 Chromosomen) eine mittlere Zahl. Er bestimmte sie namentlich in den generativen Kernen bei der Pollenbildung. Diese enthalten bei den Eltern 7 resp. 14 Chromosomen und er fand für den Bastard 10-11 solcher Gebilde[3]). Für die sich aus dieser merkwürdigen Entdeckung ergebenden Folgerungen verweise ich auf die Arbeiten des genannten Forschers[4]).

Aus den angeführten Gründen dürfte eine Beschreibung der bis jetzt von mir dargestellten Bastarde von *Oenothera gigas* von Interesse sein.

O. gigas × *O. Lamarckiana.* Die Kreuzung wurde im Sommer 1905 auf zweijährigen Pflanzen von *O. gigas* ausgeführt, vorzugsweise mit den Pollen von gleichfalls zweijährigen Individuen von *O. Lamarckiana.* Die Samen wurden teils 1907 und teils 1908 ausgesät und lieferten 32 resp. 30 Exemplare, von denen in jedem Jahre 8 geblüht haben. Einige Rosetten von 1907 wurden überwintert und blühten 1908. Die am frühesten blühende Pflanze von 1907 wurde mit dem eigenen Pollen rein befruchtet und gab eine reichliche Samenernte, aus der ich im nächsten Jahre die zweite Generation erzog.

Die Bastarde der ersten Generation waren alle unter sich gleich, abgesehen von einzelnen schmalblättrigen Individuen, wie sie auch in reinen Kulturen von *O. gigas* auftreten. Ich kreuzte *O. gigas* auch mit *O. brevistylis* und erhielt zehn Bastarde, von denen drei blühten (1907). Sie stimmten in allen Merkmalen mit den aus *O. gigas* × *O. Lamarckiana* hervorgegangenen Pflanzen überein.

---

[1] Science N. S. Vol. 27, S. 193—195, Jan. 1908.

[2] Es ist eine sehr wichtige Frage, ob die Verdoppelung bei dieser Mutation durch eine Längsspaltung oder durch Querteilungen erreicht worden ist. Im ersteren Fall würde die *O. gigas* zwei vollständige Sätze von 7 14 Chromosomen führen und dürfte jeder einzelne Satz für die Vertretung aller erblichen Eigenschaften genügen. Es würde dieses auf eine ähnliche Erklärung auch für anderweitig beobachtete hohe Chromosomen-Zahlen hinweisen.

[3] Science N. S. Vol. 27, S. 193—195, Jan. 1908.

[4] Vgl. auch R. R. GATES, A study of the reduction in *Oenothera rubrinervis.* Bot. Gazette. Bd. 46, S. 1—4, July 1908.

Die zweite Generation erzog ich im Jahre 1908. Im ganzen hatte ich 224 Pflanzen, von denen 87 geblüht und Früchte gebildet haben. Sie waren alle unter sich gleich und führten genau denselben Typus wie die erste Generation. Der Bastard bildet somit eine konstante Rasse.

Die *O. gigas* × *O. Lamarckiana* sind in allen Eigenschaften zwischen den Eltern intermediär. Auf den ersten Blick sind sie der Mutter zum verwechseln ähnlich. Ich kultivierte sie deshalb neben gleich großen Beeten der beiden Eltern, um sie genau vergleichen zu können. Schon an den jungen Keimpflanzen erkennt man die Unterschiede deutlich. Die Blätter von *O. gigas* sind dann nahezu kreisrund, diejenigen von *O. Lamarckiana* länglich und zugespitzt. Die Blätter des Bastards verbinden bei etwa 4 cm Scheibenlänge die gerundete Basis der Mutter mit der eckigen Spitze des Vaters. Im fünften und sechsten Blatt nach den Cotylen sind diese Verhältnisse am deutlichsten. Nach dem Auspflanzen auf dem Beete nähern sich die Rosetten immer mehr dem Bilde der *O. gigas*, doch bleiben die Blätter im ganzen und großen schmäler und spitzer als diejenigen der Mutter. Meine Kultur hatte in der zweiten Generation keine schmalblättrigen Individuen und war daher auffallend einförmig. Nur gab es zwei Mutanten, welche die Merkmale der *O. nanella* mit denen der *O. gigas* vereinigten. Da aber *O. gigas* selbst alljährlich in *nanella* mutiert, hatte der Bastard dieses Vermögen offenbar von seinen Eltern geerbt. Als die Bastarde ihre Stengel hervortrieben, blieben ihre Merkmale zwischen denen der Eltern intermediär. Auffallend war solches in den Blütenknospen und den Blüten. Die ersteren sind bei *O gigas* sehr dick (1,5 cm), bei *O. Lamarckiana* verhältnismäßig dünn (1,0 cm). Beim Bastard hielten sie genau die Mitte (1,2—1,3 cm). Dem entsprechend verhielten sich die Blüten. Die Petalen der beiden Eltern und des Bastards haben dieselbe Länge (etwa 4—5 cm), doch sind sie bei *O. gigas* bedeutend breiter als bei *O. Lamarckiana* (5,5 cm). Im Bastard näherten sie sich mehr der Mutter als dem Vater (7 cm). Im Herbst werden auf den *Oenotheren* die Blütenknospen schwächer und die Blüten kleiner. Solches tritt auch auf den Bastarden ein, welche aber auch in dieser Periode mittlere Maße aufweisen. Die Früchte sind bei *O. gigas* viel kürzer und viel dicker als bei *O. Lamarckiana* und halten beim Bastard in beiden Dimensionen genau die Mitte. Bei freier Bestäubung wachsen sie nahezu alle zu ihrer normalen Größe heran, doch konnte auf einzelnen künstlich mit den eigenen Pollen befruchteten Samenträgern der zweiten Generation die Form und Größe mit den frei bestäubten verglichen werden.

Die reziproke Kreuzung habe ich in den Jahren 1903 und 1905 ausgeführt. Sie war deshalb wichtig, weil ja in manchen Fällen auch zwischen guten Arten der *Oenotheren* die reziproken Bastarde einander ungleich sind[1]). Hier waren sie aber den oben beschriebenen genau gleich. Aus der ersteren Kreuzung hatte ich im Jahre 1905 969 Pfanzen. Im Juni entfernte ich diejenigen, welche den gemeinschaftlichen Typus am sichersten zeigten, und kultivierte die übrigen bis in den Herbst. Abgesehen von einigen wenigen schmalblättrigen Rosetten und einer Zwerg-Mutante waren sie alle unter sich gleich und zwischen den Eltern intermediär. Ich wiederholte die Kultur im nächsten Jahre in geringerer Ausdehnung, aber mit demselben Ergebnis. Aus den 1906 gewonnenen Samen erhielt ich eine zweite Generation, welche aber nur aus drei Pflanzen bestand und also keine Folgerungen gestattete.

Aus dem im Sommer 1905 geernteten Samen meiner Kreuzung *O. Lamarckiana* × *O. gigas* erhielt ich 1907 57 und 1908 123 Exemplare. Zusammen also 180, von denen $23 + 35 = 58$ blühten. Auch diese stimmten in allen Beziehungen genau mit den neben ihnen wachsenden reziproken Bastarden überein.

Dieser Bastard ist eine auffallend schöne und sehr reichlich blühende Pflanze. Sie hat eine viel größere Neigung, im ersten Jahre Stengel zu treiben und zu blühen als die *O. gigas* unter unserm Klima. Sie erreicht aber dieselbe Höhe und öffnet im Sommer täglich meist 3–5 große Blumen pro Stengel. Während die Beete der einjährigen *Gigas*-Kulturen meist erst spät und sehr unregelmäßig zu blühen anfangen, blühten die Bastarde verhältnismäßig früh und gleichzeitig und erhielten sich bis zum Oktober in voller Pracht.

Oen. gigas × *O. rubrinervis.* Aus einer 1905 gemachten Kreuzung erhielt ich im Sommer 1907 17 Exemplare, von denen die meisten blühten. Sie zeigten, abgesehen von einigen schmalblättrigen Individuen, eine genaue Übereinstimmung in allen ihren Merkmalen mit den oben beschriebenen Bastarden zwischen *O. gigas* und *O. Lamarckiana.* Die reziproke Kreuzung machte ich in den Jahren 1903 und 1905. Aus der ersten hatte ich im Sommer 1907 51 Exemplare und aus der zweiten in den Jahren 1906, 1907 und 1908 32, 47 und 106, zusammen also 185 Individuen, von denen einige blühten, andere zu spät ihre Stengel trieben und noch andere nur das Rosettenstadium erreichten. Sie stimmten ausnahmslos und in allen Eigenschaften mit den oben beschriebenen Bastarden von *O. gigas* und *O. Lamarckiana* überein. Es geht hieraus hervor, dass die Merkmale von *O. rubrinervis* in diesen Bastarden latent werden, während diejenigen der *O. gigas* deutlich zum Vorschein treten. Diese beiden neuen Arten verhalten sich also hier, wie auch sonst, durchaus verschieden.

---

[1]) Die Mutations-Theorie II, S. 471, Note.

O. lata × *O. gigas*. *Oenothera lata* verhält sich bei Kreuzungen ganz eigentümlich, indem sie ihren eigenen Typus, mehr oder weniger deutlich mit dem des anderen Elters verbunden, in einer größeren oder kleineren Gruppe der Individuen der ersten Generation wiederholt. Bei den Kreuzungen mit *O. Lamarckiana*, *O. brevistylis* und *O. nanella* umfaßt diese Gruppe etwa 25 pCt., bei Kreuzungen mit *O. biennis* und *O. hirtella* hingegen etwa 50 pCt. (Mut.-Theorie II, S. 405, 421, 441 und 475). Mit *O. strigosa* ergab *O. lata* 27 pCt., mit einer amerikanischen Form von *O. biennis* 31 pCt. und mit *O. Hookeri* 11 pCt. Pflanzen mit dem mütterlichen Typus[1]). In ähnlicher Weise verhalten sich die aus der Kreuzung von *O. lata* mit *O. gigas* gewonnenen Bastarde.

Diese Kreuzung führte ich im Sommer 1905 aus, indem ich die staublosen Blüten der *O. lata* ohne sie zu kastrieren mittels Pergamindüten gegen Insektenbesuch schützte. Die Samen säte ich teilweise 1907, zum kleineren Teil auch 1908 aus. Im Sommer 1907 erzog ich 133 Pflanzen, welche schon im Juli deutlich zwei Typen zeigten. 68 Exemplare zeigten gleichzeitig die Merkmale beider Eltern, während die übrigen 65 keine Spur von *lata*-Eigenschaften verrieten, sondern genau den Bastarden von *O. Lamarckiana* × *O. gigas* glichen. Das Verhältnis war somit 51 und 49 pCt., und stimmt mit dem für die Kreuzung von *O. lata* × *O. biennis* gefundenen auffallend überein. Nahezu alle *lata-gigas*-Pflanzen gelangten im September zur Blüte, nebst einer gewissen Anzahl von Exemplaren des anderen Typus, zusammen etwas mehr als die Hälfte der Individuen (45 *lata-gigas* + 28 vom zweiten Typus = 73 blühende Pflanzen). Es zeigte sich hierin ein Übergewicht der Mutter (der meist einjährigen *O. lata*) in dem einen, und des Vaters (der vorwiegend zweijährigen *O. gigas*) in dem andern Fall. Die *lata-gigas*-Pflanzen glichen auch in den sonstigen Merkmalen, während ihrer ganzen Entwickelung, mehr der Mutter als dem Vater, jedoch hatten sie kräftigere und dickere Stämme, mit steifen aufrechten

---

[1]) On Triple Hybrids. Bot. Gaz. Bd. 46, Jan. 1909.

Gipfeln, und viel dickere Blütenknospen als die normale *O. lata*. Sie führten in vielen Blüten etwas guten Blütenstaub, während die *O. lata* selbst keinen Pollen hat. Doch blühten sie zu spät um noch Samen reifen zu können. Die Kultur von 1908 wiederholte die beiden Typen in demselben Verhältnis und mit denselben Merkmalen.

Dieser obgleich geringe Gehalt an Pollen ist deshalb wichtig, weil die *lata*-Bastarde mit *O. biennis*, *O. strigosa* und *O. Hookeri* gleichfalls etwas Pollen führen (bei *O. lata* × *O. Hookeri* sogar reichlich), nicht aber die *lata*-Bastarde von *Lamarckiana*, *brevistylis* und *nanella*. Die *O. gigas* verhält sich also hier, der *O. lata* gegenüber, als eine scharf getrennte Art, und nicht etwa als eine Varietät der *O. Lamarckiana*.

O. biennis × *O. gigas*. Diese Kreuzung habe ich in den Jahren 1903, 1905 und 1907 ausgeführt; die reziproke in 1905 und 1907. Jedesmal erhielt ich nur schwach ausgebildete Früchte mit geringem Samenansatz. Die erste Verbindung gab mir 3 + 59 + 22 Pflanzen, die umgekehrte 34 + 32 Individuen. Zusammen also 150 Exemplare. Von diesen haben geblüht 34 + 11 = 45 *biennis* × *gigas* und 2 + 7 = 9 einjährige *gigas* × *biennis*, während die übrigen meist Rosetten blieben. Von den *gigas* × *biennis*-Rosetten überwinterte ich sechs Exemplare, welche im Sommer 1908 blühten. Zusammen also 60 blühende Pflanzen.

Sowohl diese als die Rosetten führten alle genau denselben Typus. Dieser war intermediär zwischen *O. biennis* und *O. gigas* und nicht zwischen *O. biennis* und *O. Lamarckiana*, wie solches bei anderen Mutanten der Fall ist. Es fiel dieses namentlich an den Wurzelblättern auf, welche nahezu ebenso groß und breit waren wie bei *O. gigas*, dagegen die rötlichen Nerven der *O. biennis* zeigten. Die Blütenknospen sind ebenso dick wie bei *O. Lamarckiana* × *gigas*, doch sind die Blüten bedeutend kleiner. Die Griffel sind kürzer und tragen die Narben zwischen den Antheren, wodurch Selbstbestäubung ermöglicht wird. Die Früchte sind nach Bestäubung mit *O. Lamarckiana* gut ausgebildet, kleiner und in dickerer Ähre zusammengedrückt als bei *O. Lamarckiana* × *O. gigas*. Die bis jetzt mit dem eigenen Pollen befruchteten Bastarde bildeten keine oder doch nahezu keine Samen aus.

O. muricata × *O. gigas*. Die beiden reziproken Kreuzungen habe ich in 1905 und 1907 ausgeführt, und die Samen 1907 resp. 1908 ausgesät. Die Ernte war jedesmal sehr gering und gab 49 + 17 = 66 Exemplare von *O. muricata* × *O. gigas* und 9 + 25 = 34 Pflanzen von *O. gigas* × *O. muricata*. Von diesen haben 48 + 14 und 8 + 20, zusammen 90 Exemplare geblüht. Also eine verhältnismäßig viel größere Anzahl als bei *O. biennis* × *O. gigas*, offenbar wegen der viel größeren Leichtigkeit, mit der sich die *O. muricata* selbst einjährig kultivieren läßt.

Gleichfalls unter dem Einflusse der *O. muricata* war bei diesen Bastarden die Anzahl der schmalblättrigen Individuen größer als in allen anderen Kulturen, und waren auch die Blätter der betreffenden Pfanzen oft viel schmäler, nicht selten linienförmig. Die beiden reziproken Gruppen verhielten sich in dieser Beziehung gleich und zeigten auch sonst keine Unterschiede. Es gab bis 25 pCt. schmalblättriger Individuen, von denen die meisten sehr schwach waren und nur spät zu blühen anfingen.

Die breitblättrigen Individuen unterschieden sich von den übrigen beschriebenen Bastardtypen durch etwas schmälere und flachere Blätter von hellgrüner Farbe und etwas kleinere Blüten. Sie zeigten in diesen Hinsichten die Merkmale der *O. muricata* verbunden mit denen der *O. gigas*. Die Stämme sind aber ebenso dick, die Belaubung ebenso gedrungen und der Wuchs ebenso kräftig wie bei den anderen; es überwiegt in diesen Punkten also der Einfluß der *O. gigas*. Dagegen sind die Griffel kurz und die Narben von den Antheren umgeben. Auch sonst zeigen sie sich in allen Eigenschaften intermediär zwischen den Eltern.

Die bis jetzt erhaltenen Bastarde waren bei Selbstbefruchtung durchaus steril.

Zusammenfassung der Ergebnisse.

1. *Oenothera gigas* × *O. Lamarckiana* bildet eine konstante, zwischen den beiden Eltern die Mitte haltende Rasse. Intermediäre Bastarde können also auch dann entstehen, wenn der eine der beiden Eltern aus dem andern durch eine einzige Mutation hervorgegangen ist.

2. *O. gigas* × *O. Lamarckiana*, *O. Lamarckiana* × *O. gigas*, *O. gigas* × *O. brevistylis*, *O. gigas* × *O. rubrinervis* und *O. rubrinervis* × *O. gigas* sind äußerlich einander gleich.

3. Die Kreuzung *O. lata* × *O. gigas* gibt zur Hälfte Individuen, welche die Merkmale beider Eltern in sich vereinigen, und zur anderen Hälfte solche, welche den Bastarden zwischen *O. Lamarckiana* und *O. gigas* gleich sind. Es stimmt diese Spaltung mit dem Verhalten der *O. lata* in den meisten bis jetzt untersuchten Kreuzungen überein.

4. Die Bastarde von *O. gigas* mit den in Europa wildwachsenden

Formen von *O. biennis* und *O. muricata* stellen Zwischenformen zwischen den Eltern dar, in denen die Merkmale der *O. gigas* deutlich zutage treten. Die bis jetzt erhaltenen Bastarde aus diesen beiden Gruppen waren gänzlich oder doch nahezu steril, während die beiden genannten Arten mit *O. Lamarckiana* und deren anderen Mutanten fertile Hybriden zu geben pflegen.

5. In allen diesen und in anderen Punkten verhält sich *Oenothera gigas* wie eine gute Art, und nicht wie eine Varietät, was namentlich bei einer Vergleichung mit dem Verhalten der *O. nanella* in den entsprechenden Kreuzungen auffällt.

88. A. Scherffel: Asterococcus n. g. superbus (Cienk.) Scherffel und dessen angebliche Beziehungen zu Eremosphaera.

(Mit 3 Textfiguren.)

(Eingegangen am 8. Dezember 1908.)

Der in die neue Gattung *Asterococcus* gestellte Organismus ist keine neue Entdeckung. Es ist der von CIENKOWSKI (**4**) im Jahre 1865 beschriebene und in vorzüglichen Abbildungen dargestellte *Pleurococcus superbus* Cienk. 30 Jahre später, 1895, gab CHODAT (**2**, in den Figuren 6, 7, 9, 10, 13, 14, 15, 16, 18, 19 der Taf. V) ebenfalls sehr gute Abbildungen desselben Organismus, die zum guten Teil vollkommen den Figuren CIENKOWSKIs entsprechen und die sich auch in seinem späteren Werke: Algues vertes de la Suisse. Bern 1902 auf Seite 159 in Fig. 81 F. G. H. reproduziert finden[1]). Ferner gibt G. S. WEST 1904 (**20**, S. 245 Fig. 11 A—E) eine ebenfalls gute bildliche Darstellung derselben Form, weshalb ich hier von reichlicherer Illustrierung absehe, mich im folgenden einfach auf die Abbildungen der soeben angeführten Autoren beziehen und nur einige unbedingt nötige Figuren geben werde.

Möglicherweise ist auch *Gloeocystis maxima* Gutwinski (**7**, S. 7 Tab. II Fig. 5), dieser Organismus.

---

[1]) So entspricht Fig. 1, 2 und 8 bei CIENKOWSKI (**4**, Taf. I) der Fig bei CHODAT (**2**, Taf. V); Fig. 3 bei CIENKOWSKI der Fig. 9 bei CHODAT, Fig. 5 bei CIENKOWSKI der Fig. 18 bei CHODAT, und Fig. 7 bei CIENKOWSKI vollkommen der Fig. 16 bei CHODAT.

RABENHORST (**17**, S. 29) identifizierte 1868 in irrtümlicher Weise den *Pleurococcus superbus* Cienk. mit *Gloeocystis ampla* Kütz., welche falsche Identifizierung sich dann in der Literatur weiter fortschleppte[1]).

Wie unzulässig diese Identifizierung ist, dürfte wohl aus den nachstehenden Erörterungen vollends klar werden, doch hätte dies schon RABENHORST bemerken können, wenn er den gewissenhaften Angaben CIENKOWSKIs mehr Gewicht beigelegt hätte. CIENKOWSKI kannte jedenfalls die *Gloeocystis ampla* Kütz., die schon 1849 (**11**, S. 216 als *Gloeocapsa ampla*) beschrieben, und in den Tabulae phycologicae von KÜTZING, Bd. I, auf Taf. 19 in Fig. 1 und 2 abgebildet war. Sehr richtig sieht CIENKOWSKI in seinem *Pleurococcus superbus* nicht *Gloeocystis ampla* Kütz., indem er (**4** S. 21) sagt: „Sie scheint noch nicht beschrieben zu sein.“ Schon der Standort von *Pleurococcus superbus* Cienk., insbesondere aber die Größe der Zellen, welche CIENKOWSKI mit „0,037 mm“ (**4**, S. 21) angibt, hätte RABENHORST stutzig machen müssen, um so mehr, da er selbst für *Gloeocystis ampla* Kütz. (**17**, S. 29) — in wesentlicher Übereinstimmung mit KÜTZING (**11**, S. 216) — als Zellgröße „$^{1}/_{250}$—$^{1}/_{180}$‴ = 0,00035—0,00049‴“, demnach bloß 9—12,5 μ angibt; welche Größenangabe in der gesamten späteren Literatur nahezu überall übereinstimmend wiederkehrt (KIRCHNER **9**, S. 112; COOK **5**, S. 7; HANSGIRG **8**, S. 136 sub *Gloeocystis gigas*; WOLLE **21**, S. 196, 9—15 μ; DE TONI **19**, S. 670 sub *Gloeocystis gigas*; GERNECK **6**, S. 246, 12 = 15 μ; MIGULA **13**, S. 650), mithin für diese Algenart als charakteristisch genommen werden muß, und keineswegs zu dem doppelt so großen *Asterococcus* (*Pleurococcus*) *superbus* stimmt.

CHODAT (**2**) betrachtet unseren *Asterococcus* als in den Entwicklungskreis von *Eremosphaera viridis* de By gehörend und G. S. WEST (**20**) bezeichnet ihn als *Gloeocystis infusionum* (Schrank) W. et G. S. WEST, welche er (**20**, S. 246) mit *Chlorococcum infusionum* (Schrank) Meneghini als synonym nimmt. Wie es mit der Zugehörigkeit zu *Eremosphaera* steht, soll nachher erörtert werden, ferner auch gezeigt werden, daß die Identifizierung von *Gloeocystis infusionum* (Schrank) W. et G. S. WEST (**20**, S. 246 Fig. 113 A—E) mit *Chlorococcum infusionum* (Schrank) Meneghini ebenfalls unzulässig ist.

---

[1]) COOK (**5**, Vol. I S. 7); LAGERHEIM (**12**, S. 63 sub *Gloeocystis gigas* (Kütz.) Lagerh.); HANSGIRG (**8**, S. 136 sub *Gloeocystis gigas*); WOLLE (**21**, S. 196); DE TONI (**19**, S. 670 sub *Gloeocystis gigas*); TEODORESCO (**18**, S. 127 sub *Gloeocystis gigas*)

Die zumeist breit ovalen, oder auch kugeligen Zellen von *Asterococcus* messen 25—31 = 20—30 μ, wobei die beiden Durchmesser oft um 2 μ voneinander differieren; es kommen aber auch mehr elliptische Zellen z. B. von 28 = 22 μ diam. vor.

Chlorococcum infusionum (Schrank) Meneghini besitzt hingegen nach Angabe der Autoren[1]) vollkommen kugelige Zellen, welche nach Artari (**1**, S. 12) allerdings auch ovale, längliche Gestalt haben können.

Sehr charakteristisch für *Asterococcus* ist aber die stets vorhandene, ansehnliche Gallerthülle (Fig. 2 auf Seite 768), welcher in den meisten Fällen einige sehr scharf hervortretende, konzentrische Schichten ein auffallendes, sehr charakteristisches Aussehen verleihen; was bei Cienkowski (**4**, Taf. I in Fig. 1, 2, 8), Chodat (**2**, Taf. V Fig. 14) und insbesondere bei West (**20**, S. 245 Fig. 113 A und E) vortrefflich dargestellt ist. Umschließt die Gallerte mehrere, 2, 4, 8 Zellen, so liegen diese — eine jede zumeist von ihrer eigenen Gallerthülle umgeben — im Lumen einer zumeist vollkommen kugeligen, dickwandigen Gallertblase, wie dies insbesondere Cienkowski (**4**, Taf. I Fig. 3, 4) sehr richtig darstellt. (Vergleiche auch unsere Fig. 3.) Bisweilen kann man aber auch Einschachtelung der Gallerthüllen beobachten. In dieser Tatsache ist aber ein Charakter gegeben, welcher die Gattung „*Gloeocystis*“ charakterisiert, und deshalb stellte West seine Form in diese Gattung (**20**, S. 246).

Bei *Chlorococcum infusionum* (Schrank) Menegh. aber findet sich eine solche, auffallende Gallerthülle nicht, denn Artari (**1**, Pl. VI Fig. 1—15) und Gerneck (**6**, S. 235—240), die diese Alge in eingehender Weise studierten, erwähnen eine solche nicht; und Kirchner (**9**, S. 103), Hansgirg (**8**, S. 143), de Toni (**19**, S. 702), Migula (**13**, S. 684) stellen diesen Organismus in die Gattung „*Protococcus*“, wo sich nichts derartiges findet.

Von entscheidender Bedeutung ist aber die Ausgestaltung des Chromatophors bei unserem *Asterococcus*. Cienkowski (**4**, S. 22 Taf. I Fig. 1—9) erkannte nichts von der Gestalt desselben, denn er färbte den Inhalt der Zellen überall gleichmäßig grün. Chodat (**2**) erkannte zwar im großen und ganzen richtig die Chromatophorgestaltung, ohne jedoch zu einer, in allen Punkten zutreffenden Anschauung zu gelangen.

Es ist nämlich hier ein einheitliches Sternchromatophor vorhanden (Fig. 1, 2). Dasselbe besteht aus einem massigen, rundlichen, zentral gelegenen Mittelstück, welches in seinem Innern ein ansehnliches, stärkeumhülltes Pyrenoid einschließt, welches schon CIENKOWSKI sah (**4**, Fig. 1, 2) und in richtiger Weise als „(Chlorophyllbläschen?)“ — also Pyrenoid — zu deuten geneigt war. Von dem zentralen Mittelstück gehen in großer Zahl radienartig nach allen Richtungen säulenförmige Strahlen ab, welche die Peripherie der Zelle erreichend, sich an ihrem distalen Ende, an der Innenfläche der Zellwand mehr oder weniger zu einer unregelmäßig-rundlichen Scheibe ausbreiten (Fig. 1 und 2; CHODAT **2**, Taf. V Fig. 6, 7). Die Oberflächenansicht der Zelle zeigt also mehrere, rundliche Chromatophorscheiben (CHODAT **2**, Taf. V Fig 14, 15, 16, 18; WEST (**20**, S. 245 Fig. 113 C), die aber nicht wie bei *Eremosphaera* selbständige Chromatophoren, sondern nur Teile eines einheitlichen Chromatophors sind. Diese distalen, scheibenförmigen Verbreiterungen führen keine Pyrenoide, wie denn das zentrale, im Mittelstück gelegene Pyrenoid, das einzige Pyrenoid der Zelle ist, wovon man sich jedoch nur an stärkearmen, lebhaft vegetierenden Zellen mit Sicherheit überzeugen kann[1]). Dagegen findet sich in allen Teilen des Chromatophors Stromastärke, welche — wenn die Stärkekörnchen noch winzig sind —, demselben ein dunkel punktiertes, gestricheltes Aussehen verleihen (Fig. 1, 2). In den vom Zellsaft erfüllten Zwischenräumen, zwischen den Chromatophorstrahlen sind ferner farblose Öltropfen suspendiert (Fig. 2) und man kann in diesem Falle deutlich sehen, wie die Stärke sich nur im Innern des Chromatophors findet, an dessen Masse gebunden ist, während das andere sichtbare Assimilationsprodukt, das Fett, sich auch frei im Zellsaftraum vorfindet. Findet unter ungünstigeren Vegetationsverhältnissen, bei vermindertem Stoffwechsel eine Anhäufung der Assimilate, von Stärke und Öl statt, so erscheint die ganze Zelle dicht von grobkörnigen Einschlüssen erfüllt, diffus gelblich grün gefärbt, und an solchen Zellen ist ein Erkennen der typischen Chromatophorgestalt ganz unmöglich. WESTs (**20**) Fig. 113 B. E. D. stellt solche Stadien dar. Es ist leider bei WEST keine Abbildung vorhanden, welche die wahre Gestalt des Chromatophors mit voller Deutlichkeit zur Anschauung bringt. Fig. 113 C (**20**, S. 245) gibt ganz gut die Oberflächenansicht einer *Asterococcus*zelle wieder und auch Fig. 113 A dürfte so zu deuten sein. Im Text (**20**, S. 246) gibt WEST für die Zellen der Gattung *Gloeocystis* einen parietalen mit einem Pyrenoid versehenen Glockenchromatophor an. Ich glaube aber Grund zu haben daran zu zweifeln, daß auch bei seiner „*Gloeocystis infusionum*“ ein Glockenchromatophor vorhanden ist; Fig. 113 C spricht mir nämlich entschieden dagegen.

---

[1]) Rabenhorst (**17**, S. 57), Hansgirg (**8**, S. 143), de Toni (**19**, S. 702), Gerneck (**6**, S. 235).

---

[1]) Unter dem Einflusse seiner Anschauungsweise, Entwicklungsstadien von *Eremosphaera* vor sich zu haben, zeichnet auch hier CHODAT (2) in den parietalen Scheiben von *Asterococcus* — wie bei der richtigen *Eremosphaera*, l. c. Taf. V Fig. 2, 4, 8 — ein Pyrenoid in jeder Scheibe, wie es seine Fig. 15, 16, 18 bei Betrachtung mit einer Lupe ganz deutlich zeigt. Dies ist jedoch nicht richtig und entspricht nicht der Tatsache. An stärkereichen Exemplaren sieht man hier wohl etwas rosettenförmige Stärkekörnchenanhäufungen, den rundlichen, scheibenförmigen, parietalen Verbreiterungen des Chromatophors entsprechend, doch Pyrenoide sind trotzdem an diesen Stellen nicht vorhanden. Auch darf man sich nicht von dem optischen Querschnitt der säulenförmigen Chromatophorstrahlen irreführen lassen, die bei etwas tieferer Einstellung als dunklerer, rundlicher Fleck in dem scheibenförmigen, parietalen Teil erscheint, und der geeignet ist, nicht ganz sachkundigen Beobachtern ein Pyrenoid vorzutäuschen.

Chlorococcum infusionum (Schrank) Menegh. besitzt nach ARTARI (**1**, S. 12), GERNECK (**6**, S. 235), OLTMANNS (**15**, S. 171) und MIGULA (**13**, S. 682) ein parietales Glockenchromatophor von beinahe Hohlkugelgestalt mit einem Pyrenoid. Ebensolch ein Glockenchromatophor wird in übereinstimmender Weise für die *Gloeocystis*arten, wie *Gloeocystis* Artari *Nägelii*, *Gloeocystis vesiculosa*, *ampla*, *major* von ARTARI (**1**, S. 20), CHODAT (**3**, S. 115), WEST (**20**, S. 246), GERNECK (**6**, S. 244, 246, 247), MIGULA (**13**, S. 649) angegeben[1]).

Der fundamental verschiedene Typus des Chromatophors von *Asterococcus* mit seinem zentralen Pyrenoid ist außer anderem auch der Grund, der mich veranlaßte, diese in betreff der Gallerthüllen an *Gloeocystis* erinnernde, aber durch das Vorhandensein von Schwärmstadien von dieser abweichenden Algenform, die auch mit der Gattung *Pleurococcus* im heutigen Sinne nichts zu tun hat, eine neue Gattung zu gründen, und derselben mit Bezug auf das

---

1) Die von KLEBS (**10**, Taf. IV Fig 18a u. b) gegebene Abbildung von „*Gloeocystis ampla (Pleurococcus superbus* Cienk.)“ — S. 395 — stellt sicherlich nicht *Gloeocystis ampla* Kütz. dar, sondern ganz sicher den *Pleurococcus* resp. *Asterococcus superbus*, da in Fig. 18a zwar schematisch aber sehr deutlich, in Fig. 18b, nur undeutlich und andeutungsweise das Sternchromatophor zu sehen ist. Zudem stimmt auch die Größe der Zelle; da sich der Durchmesser derselben bei Fig 18b (unter Zugrundelegung der in der Figurenerklärung — S. 417 — angegebenen Vergrößerung) auf 29 ; derjenige der Zellen in Fig. 18a, auf nahezu 23 μ berechnet. Die in Fig. 18a dargestellte Gallertstielbildung, die an diejenige von *Urococcus* erinnert, konnte ich jedoch nicht zu Gesicht bekommen.

so charakteristische Sternchromatophor den Namen „*Asterococcus*“ zu geben.

An einem Pole der breit ovalen Zelle — welchen ich in bezug auf den Bau der Algenschwärmer als den vorderen bezeichne — sind stets, ganz peripher gelegen, zwei abwechselnd pulsierende, kontraktile Vakuolen vorhanden (Fig. 1 cv.), welche schon der scharf beobachtende CIENKOWSKI mit voller Deutlichkeit (4, S. 22 Taf. I Fig. 1, 2) erkannte, die aber von den späteren Beobachtern übersehen wurden. In der Nähe derselben findet sich an einer parietalen, scheibenförmigen Ausbreitung eines Chromatophorstrahles ein blaßrotbraunes Stigma von lanzettlichem Umriß (Fig. 1 st), das oft nur schwer, (selbst mit Apochromat-Öl-Immersion von ZEISS) oder auch gar nicht aufzufinden ist, und in manchen Fällen vielleicht auch tatsächlich nicht vorhanden sein mag. Hier im Vorderende, in der Nähe der kontraktilen Vakuolen und des Stigmas, liegt auch neben dem zentralen Pyrenoid, nach vorne, mehr peripher, in einer Bucht zwischen den Chromatophorstrahlen, der im Leben nicht erkennbare Zellkern, der aber durch Tinktion mittels Pikrokarmin unschwer nachgewiesen werden kann.

Endlich muß noch erwähnt werden, daß im Plasmaleib der Zelle, an der äußersten Peripherie derselben, unmittelbar unter der Zellmembran, eine Lage gleich großer, über die ganze Oberfläche des Zellleibes gleichmäßig verteilter, mattglänzender, farbloser Körnchen vorhanden ist, die im optischen Querschnitt der Peripherie des Zellleibes ein charakteristisch geperltes (Fig. 1), in der Flächenansicht der Zelloberfläche ein auffallendes, granuliertes Aussehen verleihen. Daß diese peripheren Körnchen dem Plasmaleib der Zelle, und nicht der Membran angehören, wird bei Plasmolyse mittels Kaliumnitrat ganz deutlich, indem sich der Plasmaleib kontrahierend, von der Membran allseitig und völlig loslöst, und die Membran nun vollkommen glatt, unskulpturiert erscheint[1]).

Zusammenfassend möchte ich nun eine kurze Beschreibung von *Asterococcus superbus* geben.

Zellen breit, oval oder auch kugelig, stets in eine ansehnliche, scharf und konzentrisch geschichtete, bisweilen Einschachtelung aufweisende Gallerthülle eingeschlossen. Chromatophor sternförmig, aus einem rundlichen, zentralen, ein ansehnliches Pyrenoid einschließenden Mittelstück und zahlreichen, radienartig ausstrahlenden säulenförmigen Strahlen bestehend, welche an der Oberfläche der

---

[1]) Möglicherweise stellen diese Körnchen Organe des Zellleibes dar, welche mit der Bildung der Gallerthülle in funktioneller Beziehung stehen.

Zelle sich mehr-weniger zu rundlichen Scheiben — ohne Pyrenoide — verbreitern. Peripher, im Vorderende der Zelle befinden sich zwei kontraktile Vakuolen, ein mehr-weniger deutliches Stigma und neben dem zentralen Pyrenoid nach vorne zu ein Zellkern. Cilien fehlen den ruhenden Zellen. Als Assimilationsprodukt erscheint im Chromatophor Stärke und außerdem tritt in der Zelle auch Öl in Tröpfchenform auf.

Über die Vermehrungsweise unserer Alge vermag ich selbst nichts mitzuteilen. Die Schwärmerbildung sah ich nicht, doch stellte sie bereits CIENKOWSKI (4, S. 23 Taf. I Fig. 9) als ein Beweglichwerden der ruhenden Zellen unter Entwicklung zweier Cilien und Ausschlüpfen aus der Gallerthülle, fest; und es ist sehr wahrscheinlich, daß die von CHODAT (2, Taf. V Fig. 26) beobachteten zweigeißeligen, jedoch eiförmig-ovalen Schwärmer, die allem Anschein nach denselben Bau besitzen wie die ruhenden Zellen unseres *Asterococcus*, zu diesem Organismus, und nicht — wie er wollte[1]) — zu *Eremosphaera* gehören.

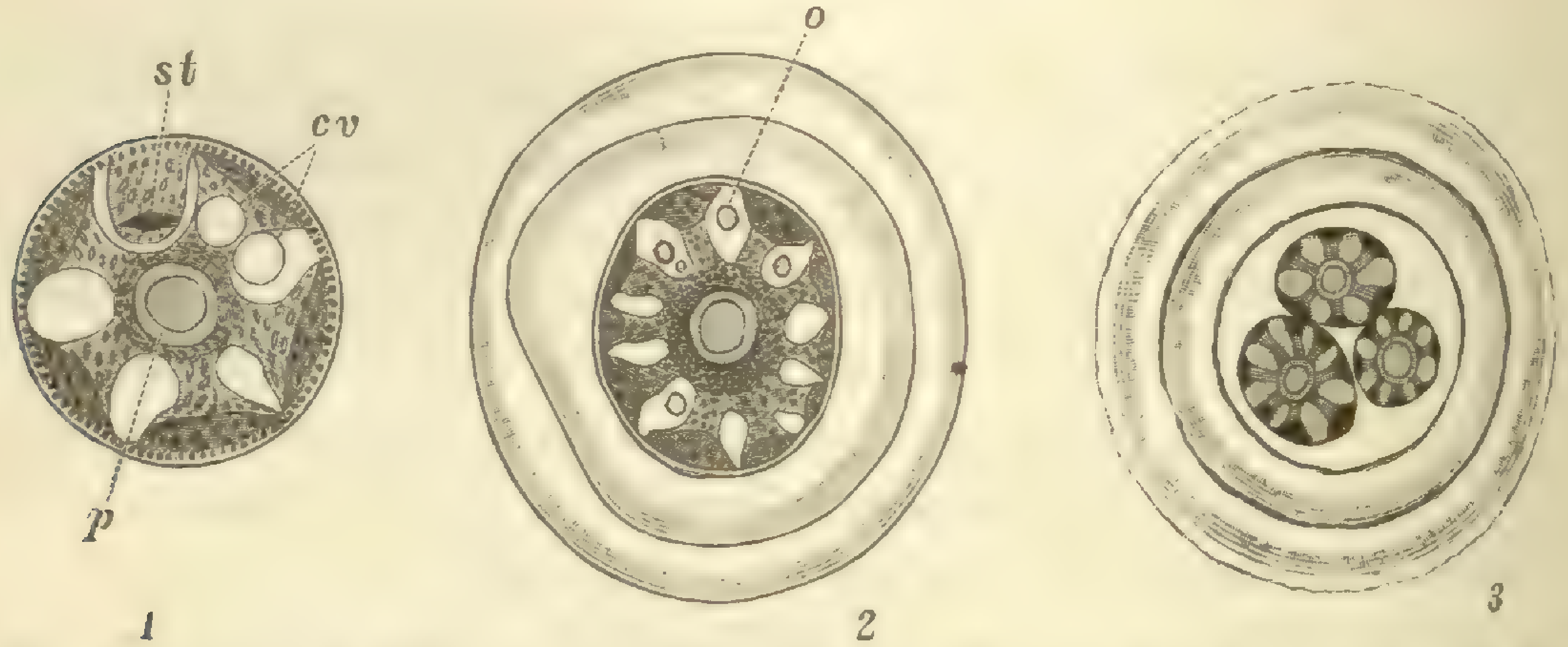


Fig. 1. Kugelige Zelle von *Asterococcus superbus* (Cienk.) Scherffel, die Körnchenlage im Plasmaschlauch, das Sternchromatophor mit dem zentralen Pyrenoid (p), die kontraktilen Vakuolen (cv), und das Stigma (st) zeigend. Die Gallerthülle ist vorhanden, doch direkt nicht sichtbar gewesen, demnach auch in der Zeichnung nicht dargestellt Verg. 750. — Fig. 2. Typische breitovale Zelle mit der Gallerthülle. Im Zellsaft einige Öltröpfchen (o). Sternchromatophor mit zentralem Pyrenoid deutlich. Verg. 500. — Fig. 3. Kugelige Zellfamilie; um die Identität unseres Organismus mit *Pleurococcus superbus* Cienk. und der von CHODAT (2) beobachteten Form näher darzutun. Verg. 500.

Aus der vorhergegangenen Gegenüberstellung des Zellbaues des von mir beobachteten, mit den Abbildungen bei G. S. WEST (20.

---

[1]) In bezug auf die Schwärmsporen der *Eremosphaera* fügt CHODAT selbst später (3, S. 184) ein Fragezeichen hinzu.

S. 245 Fig. 113 A—E) und auch in der Größe (**20**, S. 246) gut übereinstimmenden Organismus mit demjenigen von *Chlorococcum infusionum* (Schrank) Mengh. dürfte zur Genüge klar geworden sein, warum ich eingangs die Identifizierung von *Gloeocystis infusionum* W. et G. S. West (meines *Asterococcus superbus*) mit *Chlorococcum infusionum* (Schrank) Meneghini als nicht zulässig hinstellte.

Mein *Asterococcus superbus* soll nach CHODAT (**2**) ein Entwicklungsstadium von *Eremosphaera viridis* de By sein, und es erübrigt nun, diese Behauptung auf ihre Richtigkeit zu prüfen und dem Wege nachzugehen, auf welchem CHODAT zu derselben gelangt ist.

Eremosphaera viridis de By ist eine Alge der moorigen Gewässer und dasselbe gilt von *Asterococcus superbus*, den auch CIENKOWSKI (**4**, S. 21), so wie ich in Moortümpeln, (in der Nähe der „Lersch-Villa" ober Rokusz, am Fuße der Hohen-Tátra in Ungarn) fand. Auch ich traf — wie CHODAT — die beiden zusammen vorkommend an.

Eremosphaera ist stets exakt kugelig. Im wandständigen Plasmaschlauch sind zahlreiche, scheibenförmige Chromatophoren parietal gelagert, deren jedes einen, seltener zwei stärkeumhüllte Pyrenoide und isolierte Stromastärkekörnchen führt. Der von Zellsaft erfüllte Hohlraum der Zelle wird von Plasmasträngen durchzogen, die ebenfalls einige Chromatophoren führen und zu einer zentralen Plasmasammlung hinziehen, in welcher der ansehnliche, schon im Leben erkennbare Zellkern eingebettet liegt. Kurz gesagt, es sind hier zahlreiche Chromatophoren, zahlreiche Pyrenoide und ein zentraler Zellkern vorhanden. Kontraktile Vakuolen und ein Stigma sind hier nie zu beobachten. Die Zelle von *Asterococcus* besitzt hingegen, wie bereits vordem ausgeführt wurde, ein einziges sternförmiges Chromatophor mit einem einzigen zentralen Pyrenoid und einem exzentrisch gelagerten Zellkern; außerdem weist sie den Bau eines ruhenden Schwärmers auf, indem stets kontraktile Vakuolen und oft ein Stigma vorhanden sind.

Der Zellbau von *Eremosphaera* und *Asterococcus* ist also so fundamental verschieden, daß die Frage, ob ein entwicklungsgeschichtlicher Zusammenhang zwischen diesen beiden Formen angenommen werden kann, mit aller Entschiedenheit verneint werden muß. Es handelt sich vielmehr hier um zwei ganz verschiedene, von einander völlig unabhängige, doch miteinander den Standort teilende, zusammenlebende Organismen.

Das gleichzeitige Vorkommen an demselben Standort im Vereine mit dem Umstand, daß die Oberflächenansicht einer *Asterococcus*zelle mit ihren scheibenförmigen, parietalen Verbreiterungen ihrer Chromatophorstrahlen, bei oberflächlicher Betrachtung, an die zahlreichen scheibenförmigen, parietalen Chromatophoren der *Eremosphaera* erinnert; ferner das zentrale pyrenoidführende Chromatophormittelstück eine Ähnlichkeit mit der zentralen Kerntasche der *Eremosphaera* herbeiführt; und das zentrale Pyrenoid zudem den Zellkern vortäuscht; dies ist es wohl, was CHODAT verleitete, an den genetischen Zusammenhang dieser beiden Organismen zu denken. Diese sich bei oberflächlicher Betrachtung ergebende, rein äußerliche Ähnlichkeit, ist jedoch keineswegs auch eine Übereinstimmung im Zellbau, welche allein es gestatten würde, einen genetischen Zusammenhang anzunehmen und zu stützen.

Das Zutreffende des soeben Angeführten erhellt ferner auch aus dem Einklange mit den Untersuchungsresultaten MOOREs, der mit *Eremosphaera*-Reinkulturen arbeitend, die von CHODAT (**2**) angegebenen *Gloeocystis*- resp. Sporangienstadien, d. h. unseren *Asterococcus*, nicht finden konnte (**14**, S. 317). Ebenso fand es ferner auch WEST, indem er bei *Eremosphaera* in bezug auf deren Polymorphie sagt: „I have never yet seen any trace of such forms. Specimens kept under cultivation for two years developed no forms other than globular daughter-cells“ (**20**, S. 229).

Nach Ausschaltung des *Asterococcus superbus* aus dem Entwicklungsgang der *Eremosphaera*, verliert auch die Anschauung CHODATs, daß *Eremosphaera* eine nahe Verwandte der Volvocineen ist, ihre hauptsächlichste Stütze, und wird ebenfalls hinfällig.

Wohl aber ist *Asterococcus*, dessen ruhende Zelle bereits im wesentlichen den Zellbau einer *Chlamydomonas* mit Sternchromatophor besitzt — was schon CIENKOWSKI (**4**, S. 25) mit scharfem Blick ganz klar erkannte —, Palmellen resp. *Gloeocystis*zustände und Schwärmer bildet, ein naher Verwandter der Chlamydomonadineen, muß aber mit Rücksicht auf das Vorherrschen der ruhenden und das Zurücktreten der schwärmenden Zustände zu den Tetrasporineen gestellt werden, die, wie PASCHER es klar und schön sagt, „eigentlich nichts anderes sind, als Chlamydomonadineen, die ihr vegetatives Stadium in einem unbeweglichen Zustand verbringen, um zum Zweck der Reproduktion zu ihrem Schwärmerstadium zurückzukehren.“ (**16**, S. 62.)

Zitierte Literatur.

1. ARTARI, A., Untersuchungen über Entwicklung und Systematik einiger Protococcoideen. Inaugural-Dissertation. Moskau 1892.
2. CHODAT, R., Über die Entwicklung der *Eremosphaera viridis* de By. Botanische Zeitung. 53. Jahrg. 1905. 1. Abteilung. Seite 137—142 Taf. V.
3. CHODAT, R., Beiträge zur Kryptogamenflora der Schweiz. I. Bd. Heft 3. Algues vertes de la Suisse. Bern 1902.
4. CIENKOWSKI, L., Über einige chlorophyllhaltige Gloeocapsen. Botanische Zeitung. 23. Jahrg. 1865. S. 21—27 Taf. I Fig. 1—9.
5. COOK, M. C., British Freshwater Algae. London 1882—84.
6. GERNECK, R., Zur Kenntnis der niederen Chlorophyceen. Beihefte zum botanischen Centralblatt. Bd. XXI. II. Abt. 1907.
7. GUTWINSKI, R., Flora glonów okolic Tarnopola. (Flora algarum agri Tarnopoliensis). Krakau 1894. (Abhandl. d. Krakauer Akademie d. Wissenschaften Bd. XXX.)
8. HANSGIRG, A., Prodromus der Algenflora von Böhmen. 1. Teil Prag 1886.
9. KIRCHNER, O., Kryptogamenflora von Schlesien. II. Bd. I. Hälfte. Algen Breslau 1878.
10. KLEBS, G., Über die Organisation der Gallerte bei einigen Algen und Flagellaten. Unters. a. d. bot. Institut z. Tübingen; Band II, Heft 2 Leipzig 1886.
11. KÜTZING, FR., Species algarum. Lipsiae 1849.
12. LAGERHEIM, G., Bidrag till Sveriges algflora. Öfversigt af Kongl. Vetenskaps-Akademiens Förhandlingar 1883. n. 2. Stockholm.
13. MIGULA, W., Prof. Dr. THOMÉs Flora von Deutschland, Österreich und der Schweiz. Bd. VI. Kryptogamenflora. Bd. II 1. Teil. Algen (*Cyanophyceen, Diatomaceae, Chlorophyceae*). Gera 1907.
14. MOORE, G. TH., New or little known unicellular algae. II. *Eremosphaera viridis* and *Excentrosphaera*. Botanical Gazette. Vol. XXXII 1901 S. 309—320. Pl. X—XI.
15. OLTMANNS, FR., Morphologie und Biologie der Algen. I. Bd. Jena 1904.
16. PASCHER, A., Studien über die Schwärmer einiger Süßwasseralgen. Bibliotheca botanica. Heft 67. Stuttgart 1907.
17. RABENHORST, L., Flora europaea Algarum aquae dulcis et submarinae. Sectio III Lipsiae 1868.
18. TEODORESCO, E. C., Materiaux pour la flore algologique de la Roumanie. Beihefte zum botanischen Centralblatt. Bd XXI. II. Abt. 1907.
19. DE TONI, Sylloge Algarum. I. Vol. Sylloge Chlorophycearum Patavii 1889.
20. WEST, G. S., A Treatise on the British Freshwater Algae. Cambridge 1904.
21. WOLLE, FR., Freshwater Algae of the United States. Bethlehem 1887. I Vol.

89. W. Ruhland: Die Bedeutung der Kolloidalnatur wässeriger Farbstofflösungen für ihr Eindringen in lebende Zellen.

(Aus der Kaiserlichen Biologischen Anstalt, Dahlem-Berlin.)

(Eingegangen am 11. Dezember 1908.)

Vor kurzem habe ich in einer ausführlichen Arbeit[1]) das diffusible Verhalten einiger Verbindungen und besonders dasjenige einer größeren Zahl künstlicher organischer Farbstoffe zur lebenden Zelle behandelt, wobei es mir wesentlich auf eine Prüfung der bekannten, zur Erklärung der Permeabilitätsverhältnisse der lebenden Zelle von OVERTON aufgestellten Lipoïdtheorie ankam, nach welcher bekanntlich die Plasmahaut eine semipermeable Membran ist, welche in ihrem Lösungsvermögen den fetten Ölen nahesteht, und wahrscheinlich mit einem Cholesterin-Lecithingemisch imprägniert zu denken ist.

Es ist zwar nicht meine Absicht, zur Begründung des ablehnenden Standpunktes, zu welchem ich in jener Abhandlung auf Grund der dort mitgeteilten Tatsachen gelangte, neues Material beizubringen, doch besteht ein naher Zusammenhang der nachstehenden Zeilen mit jenem Thema, wie sich aus dem folgenden ergeben wird.

Es ist in der letzten Zeit mehrfach von dem Kolloidalzustand der wässerigen Lösungen der künstlichen organischen Farbstoffe die Rede gewesen und eine ganze Reihe derselben ist von mehreren Beobachtern nach verschiedenen Methoden daraufhin untersucht worden.

Hierfür wurde zunächst die verschiedene Geschwindigkeit des Farbstoffdurchtrittes bei der Dialyse durch Pergamentpapier und sodann die Elektrolytfällbarkeit der Farbstoffe benutzt. Nach letzterer Methode wurden die Sulfosäurefarbstoffe als negativ geladene Kolloide durch ein-, zwei- und dreiwertige Kationen (H^+, Na^+, Ca^{++}, Ni^{++}, Cu^{++}, Fe^{+++}, Al^{+++}) sowie einige positive basische Farbstoffe mit OH^-, ausgeflockt[2]). Schon hierbei ergab sich, daß die Größe des Moleküls der Farbstoffe nicht immer als Maß ihrer kolloidalen Eigenschaften betrachtet werden darf.

---

[1]) W. RUHLAND: „Beiträge zur Kenntnis der Permeabilität der Plasmahaut.“ (Jahrb. f. wiss. Botanik. Bd. XLVI, 1908, S. 1—54.)

[2]) O. TEAGUE und B. H. BUXTON: „Die Agglutination in physikalischer Hinsicht. IV. Die Ausflockung von Anilinfarben“ (Zeitschr. f. physikal. Chemie. Bd. LX, 1907, S. 469.)

Als ein besonders brauchbares Mittel zur Beurteilung der Farbstoffe als Kolloide hat sich endlich die Untersuchung der Lösungen mit Hilfe des Ultramikroskops erwiesen. Hierbei sind mehrere Forscher allgemein zu dem Resultat gelangt, daß eine Gruppe von Farbstoffen homogene Lösungen darbietet, während diejenigen einer anderen großen Gruppe nach Art der Kolloide heterogen erscheinen, indem der eigentliche Farbstoffgehalt in Form distinkter, leuchtender Partikelchen ultramikroskopisch direkt wahrnehmbar wird.

Daß zwischen diesen beiden Extremen zahlreiche Farbstoffe in der Mitte stehen, insofern man in ihren Lösungen zwar Inhomogenitäten entdeckt, deren geringe Menge jedoch nicht auf den gesamten Farbstoffgehalt bezogen werden kann [1]), stimmt sehr gut mit der nach den ersterwähnten Methoden ermittelten Tatsache überein, wonach die Farblösungen in ihren kolloidalen Eigenschaften alle Abstufungen erkennen lassen. Wir haben uns in diesen Fällen offenbar zu denken, daß „ein Teil des Farbstoffes sich in optisch nicht auflösbarer, homogener Form, ein anderer in Form der Suspension [2]) auflösbarer Teilchen“ befindet.

Es lag nahe, diese interessanten Verhältnisse beim Studium des Eindringens der Farbstoffe in lebende Zellen zu berücksichtigen. Ist es auch hinlänglich sichergestellt, daß zahlreiche Kolloide zweifellos die lebende Plasmahaut zu passieren vermögen, so würde doch sehr wohl zu bedenken sein, ob die Eigentümlichkeit der Zelle, den einen Farbstoff sehr rasch, den anderen entweder nur sehr langsam oder überhaupt nicht aufzunehmen, sich, wenn auch vielleicht nicht ganz, so doch wenigstens teilweise aus dem Charakter der Lösungen herleiten ließe. Diese Frage würde um so wichtiger sein, je mehr man geneigt ist, aus dem diosmotischen Verhalten der Farbstoffe zur lebenden Zelle weitgehende Schlüsse auf die Natur der Plasmahaut zu ziehen.

In meiner oben erwähnten Arbeit hatte ich beim Studium einer größeren Anzahl von Farbstoffen mit Rücksicht auf die

---

[1]) Vgl. L. MICHAELIS: „Ultramikroskopische Untersuchungen“ (VIRCHOWs Archiv für path. Anatomie u. Physiologie, Bd. CLXXIX, 1905, S. 195) und E. RAEHLMANN: „Neue ultramikoskopische Untersuchungen über Eiweiß usw.“ (PFLÜGERs Archiv f. d. ges. Physiologie, Bd. CXII, 1906, S. 128).

[2]) Die Frage, inwieweit hier Suspensions- oder Emulsionskolloide vorliegen, wurde auf Grund von Oberflächenspannungsmessungen von H. FREUNDLICH und W. NEUMANN (Kolloidzeitschrift III, 1908, S. 80) geprüft, worauf hier nicht näher eingegangen werden soll.

OVERTONsche Theorie naturgemäß die Lipoïdlöslichkeit in den Vordergrund gerückt. Ich will nunmehr ganz kurz auch auf die Kolloidfrage eingehen, was in obigem Zusammenhang meines Wissens bisher noch nicht geschehen ist, und zwar beschränke ich mich lediglich auf diejenigen Farbstoffe, welche in meiner damaligen Beweisführung von besonderer Wichtigkeit waren; ich beabsichtige, zu zeigen, daß meine damaligen Resultate durch den neuen Gesichtspunkt nicht nur nicht in Frage gestellt werden, sondern vielfach noch an Beweiskraft gewinnen.

Bezüglich der folgenden Zeilen sei noch bemerkt, daß für die ultramikroskopischen Beobachtungen ein REICHERTscher Spiegel-Kondensor verwandt wurde. Wo nichts weiter vermerkt ist, liegen den Angaben über ultramikroskopisches Verhalten, Dialyse usw. eigene Beobachtungen zugrunde. Die Farbstoffe werden der Einfachheit halber hier etwa in derselben Reihenfolge wie in meiner früheren Arbeit behandelt.

Das Toluylenrot, welches wohl fast stets als Hydrochlorid Anwendung findet, dialysiert langsam (BUXTON und TEAGUE[1], eigene Beobachtungen). Es ist in wässeriger Lösung ultramikroskopisch zwar vorwiegend homogen, doch sind Ultramikronen in mäßiger Zahl sichtbar (MICHAELIS, eigene Beobachtungen). Es ist also etwa als halbkolloidal zu bezeichnen.

Die schwer lösliche freie Base, wie man sie aus den einsäurigen Salzen in übersättigter Lösung durch Hinzufügen von OH^- (z. B. in Gestalt von sekundärem Kaliumphosphat) leicht erhalten kann[2], ist im Ultramikroskop dagegen optisch völlig auflösbar, also offenbar hochkolloidal. Dialyse durch Pergamentpapier findet nicht statt (die Lösung bleibt übrigens nicht lange stabil, indem schließlich Abscheidung der rotbraunen Nadeln der Base und Entfärbung der Lösung eintritt).

In beiden Formen wird der Farbstoff rapide und zwar mit gleicher Geschwindigkeit von der Zelle aufgenommen, sofern nicht etwa Verzögerungen durch Speicherung des Hydrochlorids in der Zellmembran usw. stattfinden. Jedenfalls findet aber keine Verlangsamung des Eintrittes der freien Base auf Grund ihres hochkolloidalen Charakters statt. Immerhin könnte man vom Standpunkt der OVERTONschen Theorie noch einwerfen, daß die Base nur infolge ihrer besonderen Lipoidlöslichkeit gleich schnell wie das weniger kolloidale Hydrochlorid oder Acetat eintrete. Man vergleiche jedoch zur Beurteilung dieses Punktes die weiteren Angaben über andere Farbstoffe.

---

[1] Hier sei beiläufig darauf hingewiesen, daß die von BUXTON und TEAGUE erzielten Fällungen des Toluylenrots mit NaOH teilweise keine Ausflockungen des unveränderten Kolloids, sondern chemische Abspaltungen der unlöslichen Base mit OH^- darstellen.

[2] Vergleiche meine oben zitierte Arbeit, S. 15.

Die übrigen untersuchten basischen Farbstoffe bieten verschiedene Abstufungen der Kolloidität dar. Die unter der Bezeichnung „Prune pure“ im Handel befindliche schöne Gallocyaninverbindung ist ziemlich stark kolloidal, dialysiert nur sehr schwer und erscheint auch ultramikroskopisch in sehr hohem Grade auflösbar. (Da der Farbstoff offenbar nur ziemlich schwach basisch ist, und infolgedessen die Neigung hat, sich unter Bildung eines Niederschlages hydrolytisch zu zersetzen, fügte ich vor der ultramikroskopischen Untersuchung zur Herabdrückung der Dissoziation etwas Salzsäure zu.)

Auch die Rosanilin- und Pararosanilinsalze (Fuchsinverbindungen) und Nilblau (Sulfat) neigen noch nach der kolloidalen Gruppe, aber vielleicht etwas weniger noch als das Toluylenrothydrochlorid, Dahlia etwa in demselben Maße wie dieses und ebenso das Carbonat der Nilblaubase.

Dagegen sind Methylenblau, Malachitgrün, Thionin, Gentianin, Thioninblau, Methylengrün, Toluidinblau, Methylgrün und wohl auch Gentianaviolett echt gelöst, d. h. dialysieren auch bei Zimmertemperatur rasch und zeigen unter dem Ultramikroskop keine Inhomogenitäten.

Alle diese basischen Farbstoffe werden ungeachtet ihres verschiedenen Lösungszustandes sämtlich sehr rasch aufgenommen. Es sei noch daran erinnert, daß Methylengrün sich bei meinen früheren Untersuchungen als lipoïdunlöslich erwies, Malachitgrün (Zinkchlorid-Doppelsalz) und Thionin (Hydrochlorid) lösten sich nur schwer in Lipoïden.

Im Gegensatz zu den erwähnten Farbstoffen wird das Rhodamin B — obwohl leicht lipoïdlöslich — nur sehr schwer und langsam aufgenommen. Da es sehr rasch dialysiert (FREUNDLICH und NEUMANN, eigene Versuche) und ultramikroskopisch homogene Lösungen bildet, kann dieses auffällige Verhalten nicht durch kolloidale Eigenschaften erklärt werden.

Während das Rhodamin, wenn auch nur sehr schwer, so doch schließlich in vielen Fällen in die Zelle eindringt, vermögen dies zwei andere Phthaleïne, Erythrosin und Rose bengale, obwohl ebenfalls deutlich lipoïdlöslich, nicht. Die wässerigen L sungen sind ultramikroskopisch zwar teilweise auflösbar, dialysiere jedoch ziemlich schnell, und können somit keinesfalls als sta kolloidal bezeichnet werden.

Im Gegensatz zu diesen beiden sind zwei weitere Phthale Eosin und Phloxin, lipoïdunlöslich. Während Eosin echte L sungen bildet, also rasch dialysiert (BUXTON und TEAGUE, eige Beobachtungen) und im Ultramikroskop nicht auflösbar (MICHAELIS, eigene Beobachtungen), muß Phloxin als hochkollo bezeichnet werden (dialysiert langsam, wird ultramikroskop vollständig aufgelöst). Beide scheinen von Zellen nicht a genommen zu werden.

Es lassen also auch bei den Phthaleïnen weder die Lipoïdl lichkeit noch der Grad kolloidaler Eigenschaften das diosmotis Verhalten gegen Zellen verständlich erscheinen. Ich wies indess bereits in meiner erwähnten Arbeit darauf hin, daß das allein e dringende Rhodamin basischen, die anderen aber alle Säur Charakter haben.

Besonderes Interesse verdient noch eine basische Verbindu das Nachtblau, welches ich in meiner Hauptarbeit nicht berücks tigt habe. Es kann in seinem physikalischem Verhalten mit Toluylenrotbase verglichen werden. Es ist einerseits hochkollo (ultramikroskopisch völlig auflösbar, nicht dialysierbar)[1] andererseits leicht lipoïdlöslich (Cholesterin). Selbst in den eig lichen Fettsäureestern (Lanolin usw.) löst es sich leicht. N manchen Zweifeln ist es mir durch eine große Zahl von Versuc gelungen, die auffällige Tatsache sicherzustellen, daß der Farbsto keins der von mir geprüften lebenden Objekte (Spirog Lemnawurzeln usw.) einzudringen vermag.

Zu meiner Verwunderung finde ich, wie hier eingesch sei, nach Fertigstellung des Manuskriptes in einer soeben schienenen Arbeit von L. PELET-JOLIVET und A. WILD[2] Nachtblau als wenig kolloidal bezeichnet. Dem stehen indes nicht nur meine eigenen Beobachtungen, sondern auch die An von BUXTON und TEAGUE sowie von FREUNDLICH und NEU gegenüber, aus denen übereinstimmend hervorgeht, daß Nachtblau unter sämtlichen bisher untersuchten basischen F stoffen wohl die ausgesprochensten Kolloideigenschaften besitzt, in demselben Maße wie die von mir zuerst benutzte übersättigte Lösung der Toluylenrotbase (s. oben). Wäre übrigens die Angabe der genannten Autoren richtig, so würde das Verhalten des Nachtblaus selbstverständlich ebenfalls meine obigen Darlegungen stützen[1]).

---

[1] Ich untersuchte ein frisch von der Badischen Anilin- und Soda bezogenes Präparat. Es ist für die lebenden Objekte nicht unschädlich, aber erst nach einiger Zeit mäßig giftig.

[2] „Untersuchungen über die Farbstoffe in Lösung.“ (Zeitsch Chemie und Industrie der Kolloide III, 1908, S. 174—177.

Die Tatsache, daß das Nachtblau überhaupt nicht eindringt[2]), steht zu dem Verhalten der übrigen basischen Farbstoffe in solchem Gegensatz, daß man hier in der Tat versucht sein könnte, an eine Kolloidalwirkung zu denken. Dem steht aber entgegen, daß das physikalisch ganz ähnliche Toluylenrot (Base) rapide aufgenommen wird. Zur Beleuchtung der Lipoïdtheorie verdient außerdem die Tatsache, daß beide Verbindungen stark lipoïd- und sogar fettlöslich sind, betont zu werden. Bezüglich der Bedeutung des Lösungszustandes vergleiche man auch das soeben besprochene Verhalten des Rhodamins B und dasjenige des folgenden Farbstoffes.

Chromgrün, welches wie die erwähnten Phthaleïne Säurecharakter hat, ist bekanntlich lipoïdlöslich, dringt aber in unbeschädigte Zellen nicht ein. Die Kerne der Spirogyren zeigen bereits Deformationserscheinungen, wenn sich das blaugrüne Tannat niederzuschlagen beginnt. Der Farbstoff bildet wahre Lösungen, die rasch dialysieren und ultramikroskopisch nicht aufgelöst werden.

Von großer Bedeutung ist das Verhalten der Sulfosäurefarbstoffe, welche im allgemeinen nicht von lebenden Zellen aufgenommen zu werden scheinen und meist lipoïdunlöslich sind und deshalb sich scheinbar gemäß der OVERTONschen Theorie verhalten.

---

[1]) Wenn übrigens, wie noch anhangsweise erwähnt sei, die genannten beiden Autoren vergeblich die wässerigen Lösungen basischer Farbstoffe nach der [illegible]schen Methode mit Diazoessigester auf Wasserstoffionen, welche im Falle der Hydrolyse aus den freigewordenen Säuren abdissociieren müssten, untersucht haben, so stimmt dies ausgezeichnet zu meinen früheren theoretischen Darlegungen und den dort angeführten Tatsachen, wonach eine Hydrolyse der Farbstoffe nicht stattfindet. Dies ist für die Beurteilung der Lipoïdtheorie, wie ich an jener Stelle schon ausführte, sehr wichtig, da gerade die freien Basen besonders fettlöslich sind. — Nicht zulässig scheint mir indessen, wenn die Verfasser in dieser Beziehung ohne weiteres generalisieren. Ich verweise z. B. auf die vorher von mir erwähnte schwache Base der Gallocyaninverbindung „Prune pure", welche nach einiger Zeit in wässeriger Lösung [illegible] Säure (HCl) abspaltet.

[2]) Es ist vielleicht nicht ganz überflüssig, darauf hinzuweisen, daß die pflanzlichen Zellhäute nach meinen Erfahrungen unschwer auch von den hochkolloidalen Farbstoffen durchwandert werden. Das oben erwähnte Nachtblau z. B. dringt momentan in tote Spirogyren ein. Plasmolysiert man eine in Nachtblau liegende Spirogyrazelle, so beobachtet man, daß der Farbstoff sogleich dem sich kontrahierenden Plasmaschlauch von außen her folgt.

Ich kann an dieser Stelle auf meine hiergegen vorgebrachten Beweisgründe nicht nochmals eingehen, sondern erinnere nur daran, daß es mir u. a. gelang, einige sulfosaure Farbstoffe namhaft zu machen, welche, obwohl äußerst lipoïdlöslich, selbst in starken Lösungen nicht eindringen. Von Interesse ist jetzt für uns die Frage ihrer eventuellen kolloidalen Eigenschaften.

Der wichtigste dieser Farbstoffe, das Wollviolett S dialysiert sehr rasch uud ist in wässeriger Lösung ultramikoskopisch durchaus homogen. Während dieser Farbstoff also wahre Lösungen bildet, ist das Echtrot bereits stark kolloidal, zeigt unter dem Ultramikroskop größtenteils Auflösung und dialysiert nur etwa mit derselben Geschwindigkeit wie Neutralrot. Oxaminmarron und Tuchrot 3 GA sind hochkolloidal.

Einen interessanten Gegensatz zum Wollviolett S bildet in mehrfacher Hinsicht das Methylorange, bekanntlich ebenfalls wie jenes ein sulfosaures Salz:

Farbstoff	In Lipoïden	Ultramikroskopisch	Wird in lebende Zellen
Wollviolett S	sehr leicht löslich	homogen, also wahre Lösung	nicht aufgenommen
Methylorange	fast unlöslich	vollständig auflösbar, also hochkolloidal	aufgenommen

Im übrigen tendieren, wie anhangsweise erwähnt sei, die Sulf-säure-Farbstoffe mehr nach der kolloidalen, die basischen mehr nach der kristalloiden Seite. Immerhin gibt es auch unter ersteren noch außer dem erwähnten Wollviolett S eine Reihe von mehr oder weniger echte Lösungen bildenden, lipoïdunlöslichen Farbstoffen, unter denen hier nur das Indigkarmin (Natronsalz der Indigblaudisulfosäure) und das Erioglaucin erwähnt sei, deren geringe bzw. fehlende Kolloidität schon die gleich anzuführenden Forscher dargetan hatten. Den von uns untersuchten lebenden Pflanzenzellen gegenüber verhalten sich diese Stoffe ebenso wie die Mehrzahl der übrigen sulfosauren Verbindungen.

HÖBER hat neuerdings mit KEMPNER[1]) bzw. mit CHASSIN[2]) das Eindringen mehrerer „lipoïdunlöslicher“, sulfosaurer Farbstoffe in Nieren von Fröschen, wo sie, wie schon seit längerer Zeit bekannt ist, in den Vakuolen gewisser Zellen gespeichert werden, mit Rücksicht auf die Rolle der Kolloidität untersucht, und einige darauf bezügliche Regeln aufstellt.

---

[1]) RUDOLF HÖBER und FELICYA KEMPNER: „Beobachtungen über Farbstoffausscheidung durch die Nieren" (Biochemische Zeitschrift, Band XI. S. 105–120).

[2]) Derselbe und S. CHASSIN: „Die Farbstoffe als Kolloide und ihr Verhalten in der Niere vom Frosch" (Kolloidzeitschrift Band III, 1908, S. 76–

Die hierauf bezüglichen Regeln HÖBERs lauten:

1. wenn ein Farbstoff von den Epithelien der Niere nicht aufgenommen werden kann, dann ist er hochkolloid. (Eine Umkehrung des Satzes izt nicht statthaft.) Und
2. wenn ein Farbstoff wenig, bzw. halbkolloid ist, so wird er leicht aufgenommen.

So vorsichtig diese Sätze auch formuliert sind, kann man sich doch des Eindruckes nicht erwehren, daß sie sich bei Untersuchung zahlreicherer Beispiele möglicherweise als hinfällig erwiesen haben würden. Auf keinen Fall kann hier jedenfalls von einer sicheren Gesetzmäßigkeit die Rede sein oder ist es auch nur angängig, aus HÖBERs Versuchen den zwingenden Schluß abzuleiten, daß einige (im ganzen 6) Anilinfarbstoffe gerade infolge ihres hochkolloidalen Charakters von der Zelle nicht aufgenommen werden konnten. Vielmehr liegen die Verhältnisse doch ähnlich wie sie oben für die basischen Farbstoffe, speziell das Nachtblau dargestellt wurden. Wie diesen dort, so lassen sich auch hier den betreffenden Sulfoverbindungen eine Anzahl anderer gegenüberstellen, deren Lösungen trotz ihres ebenso hochkolloidalen Zustandes mit großer Leichtigkeit in die Zellen eindringen. Es sind dies nach HÖBERs eigenen Versuchen Kongorot, Bayrisch Blau, Biebricher Scharlach, wasserl. Anilinblau usw. Ich möchte also meine Überzeugung dahin ausdrücken, daß auch für den interessanten Spezialfall der Permeabilität der Nierenepithelien eine Bedeutung der Kolloidität der Farblösungen bisher nicht völlig unzweifelhaft erwiesen wurde.

HÖBER, bekanntlich ein entschiedener Anhänger der Lipoïdtheorie, faßt diesen, wie ähnliche Fälle, in denen lipoïdunlösliche Stoffe in Zellen eindringen, unter den Begriff der „physiologischen“ Permeabilität im Gegensatz zur „physikochemischen“ oder „physikalischen“ zusammen. Für die „physiologische“ Permeabilität würden, wenn man sich den OVERTON-HÖBERschen Gedankengang zu eigen machen wollte, nach den soeben zitierten Arbeiten nun doch auch wieder „physikalische“ Verhältnisse — die Kolloidnatur — entscheidend sein.

Als wichtiger ist zu betonen, daß die Bezeichnung „physiologische“ Permeabilität, im Gegensatz zur „physikalischen“, doch nur für solche Fälle gerechtfertigt sein würde, bei denen es sich nachweisbar um eine regulatorisch entstandene Durchlässigkeit handelte, und daß die Unterscheidung, wie HÖBER sie faßt, mit der Lipoïdtheorie, zu deren Gunsten sie aufgestellt wurde, steht und fällt, wie ich schon in meiner ausführlichen Arbeit angedeutet habe.

Es ist aus praktischen Gründen überhaupt recht mißlich, aus dem Verhalten der Sulfosäurefarbstoffe allzu weitgehende Schlüsse zu ziehen. Ich nehme in Zusammenhang mit den obigen Bemerkungen hier nochmals Anlaß, mit Nachdruck darauf hinzuweisen, wie sehr bedeutende Schwierigkeiten es meistens macht, den erfolgten oder nichterfolgten Eintritt dieser Verbindungen in lebende Zellen sicherzustellen, selbst wenn diese der mikroskopischen Beobachtung so leicht zugänglich sind wie an Algenfäden u. dgl. Es beruht dies darauf, daß es innerhalb der Zellen meist an Körpern fehlt, welche mit den Sulfofarbstoffen nicht diffusible Verbindungen eingehen. Ich erinnere an das Verhalten von Anilinblau, Eosin, Methylorange, der Tropaeoline OO und OOO und an die wichtigen Bemerkungen, die schon PFEFFER[1]) an die Besprechung dieser Fälle knüpft. Es kann ein Farbstoff mit Rücksicht auf seine Giftwirkung nur in seltenen Fällen in einer solchen Konzentration verwendet werden, daß seine Färbung in der starken optischen Verdünnung des Mikroskops und noch dazu innerhalb einer Zelle deutlich wahrgenommen werden kann. Die Epithelzellen im sog. zweiten Abschnitt und im dritten Abschnitt der Harnkanälchen enthalten nun offenbar in ihren Vakuolen solche Stoffe, welche nicht diffusible Verbindungen auch mit den Sulfosäurefarbstoffen bilden, so daß diese dann in derselben Weise wie sonst meist nur die basischen Farbstoffe durch Speicherung leicht wahrgenommen werden können.

Es ist auch vielleicht nicht ganz überflüssig, darauf hinzuweisen, daß, selbst wenn es für einen oder mehrere bestimmte Fälle gelungen ist, nachzuweisen, daß irgend ein sulfosaurer Farbstoff nicht aufgenommen resp. aufgenommen wird, es noch keineswegs als sicher ausgemacht gelten darf, daß er sich auch an jedem andern lebenden Objekt ebenso verhalten müsse. Abgesehen von Besonderheiten der Zellmembran u. dgl., die von Bedeutung für den Eintritt von Farbstoffen wären, könnten hier und da sehr w auch kleine spezifische Verschiedenheiten in den statischen Eigenschaften der Protoplasten vorliegen. Auf diesen, wie es scheint, bisher wenig beachteten Umstand dürften vielleicht auch manche Beobachtungen mit gewissen anorganischen Neutralsalzen deuten; so scheint z. B. in vielen Fällen die Plasmolyse der Blattzellen mancher Laubmoose[1]), Hefen[2]), Bakterien[3]) usw. ganz regelmäßig unter Aufnahme der betreffenden Plasmolytica relativ rasch zurückzugehen, namentlich, wenn man nicht zu stark hypertonische Lösungen nimmt. Vielleicht gehört auch manche Erscheinung der „spezifischen Widerstandsfähigkeit“ gegen Giftwirkungen in diesen Zusammenhang.

---

[1]) „Über Aufnahme von Anilinfarben in lebende Zellen; ein Beitrag zur Mechanik des Stoffaustausches.“ Unters. a. d. bot. Inst. Tübingen. Bd. II. 1886, vgl. besonders S. 268 f.

Aus diesen letzten Ausführungen, welche von unserem eigentlichen Thema bereits ablenkten, ergibt sich, daß besondere Vorsicht geboten ist, wenn man aus dem Verhalten gerade der Sulfofarbstoffe weitgehende Schlüsse über ein Problem ziehen will, welches für die gesamte Physiologie und Toxikologie von so fundamentaler Bedeutung ist, wie die Stoffaufnahme der Zelle.

Wir fassen zum Schluß kurz zusammen:

1. Die basischen wie die Sulfosäurefarbstoffe bieten in wässerigen Lösungen alle Abstufungen der Kolloidität, von wahren, mehr oder minder ionisierten Lösungen, welche rasch dialysieren und unter dem Ultramikroskop homogen erscheinen bis zu solchen, welche durch dieses völlig in distinkte, leuchtende Partikelchen aufgelöst werden und in 0,1 prozentiger Lösung nicht mehr dialysieren.

2. Soweit die bisherigen Erfahrungen einen Schluß gestatten, scheinen die basischen Farbstoffe im allgemeinen mehr nach der kristalloiden, die sulfosauren mehr nach der kolloiden Seite zu neigen.

3. Es ließ sich in keinem Falle unzweifelhaft erweisen, daß der Grad der Kolloidität entscheidend oder wesentlich mitbestimmend für die Aufnahme der Farbstoffe in lebende Zellen wäre. Da andererseits feststeht, daß die Diosmose u. a. auch durch die Größe der gelösten Moleküle mit entschieden wird, müssen wir wohl annehmen, daß diese oder die Größe der „Ultramikronen“ bei den Farbstoffen im allgemeinen oder durchweg unter-

---

[1]) Bengt Lidforss: „Die wintergrüne Flora“, Lunds Universitets Årsskrift N. F. Bd. 2 lfd. 2, Nr. 13. Vgl. besonders S. 65 des Sep.-Abdr.

[2]) H. N. Swellengrebel: „Über Plasmolyse und Turgorregulation der Preßhefe“, Centralbl. f. Bakteriol. Abt. II, Band XIV, 1905, S. 174.

[3]) A. Fischer: „Vorlesungen über Bakterien“. Jena 1903.

halb einer gewissen kritischen Grenze bleibt. Dafür scheint auch zu sprechen, daß wohl alle hochkolloidalen Farbstoffe leicht die Dialysemembran zu durchdringen vermögen, wenn sie in genügender Konzentration oder bei entsprechender Temperatur einwirken.

4. Demgemäß sehen wir, daß unter den basischen Farbstoffen manche kolloidale gerade mit besonderer Geschwindigkeit aufgenommen werden. So treten die mäßig kolloidalen Toluylenrothydrochlorid, Dahlia und Nilblau, das stark kolloidale Prune pu und die hochkolloidale Toluylenrotbase rasch in die Zelle ein. Selbst bezüglich des in pkysikalischer Hinsicht der letztgenannten sehr ähnlichen Nachtblaues, welches nicht aufgenommen wird, dar nicht ohne weiteres auf eine Kolloidalwirkung geschlossen werden.

5. Beim Verhalten der Sulfosäurefarbstoffe ist ebensowen eine klare Beziehung zur Kolloidität ersichtlich. So sehen w z. B. die hochkolloidale Methylorange in manche Zellen eindringen während echt gelöste wie Wollviolett, Erioglaucin usw. dazu nic befähigt sind.

6. Die gegen die OVERTONsche Hypothese von der Lipoïdnatur der Plasmahaut in einer früheren Arbeit a Grund von diosmotischen Versuchen mit Farbstoffen v mir vorgebrachten Tatsachen, werden durch den früh hierbei allgemein unberücksichtigt gebliebenen Fakt der Kolloidalnatur vieler Farbstoffe nicht in Frage gestellt. Vielmehr werden manche Einwände, z. B. betreffs d schwierigen Eindringens des leicht lipoïdlöslichen Rhodamins u des Nichteindringens des ebenfalls leicht fettlöslichen Wollviole noch durch die Tatsache, daß beide echte Lösungen in Wass bilden, verstärkt.

Über weitere Beispiele in dieser Hinsicht, sowie betreffs d Ausführungen zu den von HÖBER auf „physiologische“ (im Gege satz zur „physikalischen“) Permeabilität zurückgeführten Fa der Aufnahme und Speicherung einer Reihe von Sulfosäurefarbstoffen durch gewisse Zellen der Froschniere vergleiche man den Text selbst.

90. A. Scherffel: Einiges zur Kenntnis von Schizochlamys gelatinosa A. Br.

(Mit Tafel XIII.)

(Eingegangen am 12. Dezember 1908.)

Durch das regelmäßig stattfindende Zersprengtwerden der Zellmembran und das Liegenbleiben der Membranstücke in der Umgebung der Zellen[1]), ist diese Gattung der einzelligen, chlorophyllgrünen Algen derart wohl charakterisiert, daß dieselbe stets leicht und sicher erkannt werden kann. In Anbetracht der äußeren Erscheinung des Gallertlagers dieser Alge, wird dieselbe von mehreren Algologen (KIRCHNER **7**, S. 109; HANSGIRG **5**, S. 128; WOLLE **19**, S. 192; DE TONI **15**, S. 643; DE WILDEMAN **17**, S. 85) im System in die Nähe von *Tetraspora*, in die Familie der *Tetrasporaceae* gebracht. Es fehlt jedoch auch an hiervon abweichenden Anschauungen nicht (WILLE **18**, S. 56; BLACKMAN-TANSLEY **1**, S. 14; CHODAT **3**, S. 180; OLTMANNS **11**, S. 184; WEST **16**, S. 241; MIGULA **10**, S. 652), und so erscheint die systematische Stellung dieser Gattung noch keineswegs als vollkommen gesichert.

Ich hatte heuer Ende Juli Gelegenheit in einem kleineren Tümpel des moorigen, sumpfigen Terrains ober Rokusz, in der Nähe der „Lersch Villa", am Fuße der „Hohen Tátra" in Ungarn, diese Algenform in äußerst üppiger Entwicklung anzutreffen. Eine genauere Betrachtung dieses günstigen Materials ließ mich einiges bemerken, was anscheinend bisher der Aufmerksamkeit der Beobachter entging, was aber wohl geeignet ist, ein viel vollständigeres Bild von diesem Organismus zu geben, und die Frage nach der systematischen Stellung dieser Algengattung vollends zu klären. Ich möchte nun vorerst diese meine Beobachtungen mitteilend, eine eingehendere Beschreibung des Zellbaues geben, entwicklungsgeschichtliche Momente schildern und hierauf daraus die systematischen Ergebnisse ziehen.

Die in einer mächtig entwickelten homogenen Gallerte eingebetteten Zellen werden allgemein kurzweg als kugelig bezeichnet, dabei aber auch auf das Vorkommen elliptischer hingewiesen. Das Charakteristische der Zellform aber liegt darin, daß diese vielleicht nie exakt kugelig ist, sondern daß an einem Pol — ich bezeichne ihn als den vorderen —, im höheren oder geringeren Grade stets eine Abplattung, ja daselbst eine etwas kraterartige Vertiefung, im optischen Querschnitt eine seichte Einbuchtung vorhanden ist, wodurch der Zellleib mehr oder weniger nierenförmig wird (Taf. XIII Fig. 2), was insbesondere an jungen, noch nicht ausgewachsenen Zellen hervortritt, da deren Zellleib vorwiegend querovale Gestalt aufweist (Taf. XIII Fig. **16**).

---

[1]) Die Abstoßung der Zellhülle durch Zersprengtwerden und Neubildung derselben ist ein Vorgang, der sich anscheinend mehrmals wiederholen kann, denn man findet nach längerer Aufbewahrung des *Schizochlamys*materials massenhaft Zellen, die von einen ganzen Haufen der Membranspaltstücke umgeben sind (Taf. XIII Fig. 1 a, b, c).

Als eine andere bemerkenswerte Erscheinung ist hervorzuheben, daß der Zellleib in der Regel nicht der Membran dicht anliegt, sondern — wohl in Folge von Gallertausscheidung innerhalb der Hülle (BRAUN **2**, S. 193) — von derselben einseitig oder häufig auch allseitig zurückgezogen, sozusagen frei, als nackte Zelle innerhalb einer Membrankapsel liegt (Taf. XIII Fig. 2) was zum Teil auch die Figuren BRAUNs (**2**, Taf. I Fig. 45, 48, 50), KÜTZINGs (**9**, Bd. VI Tab. 70 Fig. 4), COOKs (**4**, Pl. 3 Fig. 4), CHODATs (**3**, S. 185 Fig. 101) und MIGULAs (**10**, Taf. 35 J. Fig. 14a) deutlich zeigen.

Das Chromatophor stellt eine glockenförmig gekrümmte, peripher gelagerte Schale mit ziemlich enger, rundlicher Öffnung dar, welch' letztere am abgeplatteten vorderen Pol der Zelle liegt. Doch ist das Chromatophor keine einheitliche, wandständige Platte, sondern dasselbe ist aus zahlreichen kleineren, unregelmäßig gestalteten, mosaikartig zusammengefügten Plättchen zusammengesetzt, was in manchen Fällen schon im Leben, und auch nach Behandlung mit Jodjodkalium, bei Beobachtung mit homogener Immersion $\left(\text{ZEISS-Apochromat } \frac{1\cdot 30}{2\ \text{mm}}\right)$ erkennbar ist. Die Chromatophoren führen körnige, stärker lichtbrechende Einschlüsse von verschiedener Größe, so daß bei der bedeutenden Ausdehnung der Chromatophorschale die Zelle von grünem, körnigen Inhalt erfüllt erscheint, wie dies mehrfach zu lesen ist (KÜTZING **8**, S. 891; RABENHORST **14**, S. 32; COOK **4**, S. 11; DE TONI **15**, S. 644). Einen solchen farblosen Ausschnitt wie ihn MIGULA (**10**, S. 652) angibt und auf Taf. 35 J. in Figur 14a abbildet, sah ich nicht. Die körnigen Einschlüsse der Chromatophoren erweisen sich bei Behandlung mit Jodjodkalium und konzentrierter Chloralhydratlösung als winzige Stromastärkekörnchen. Außerdem sind jedenfalls auch Öltröpfchen in der Zelle vorhanden, da im Beginn der Chlorohydratwirkung mattglänzende Tröpfchen aus dem Chromatophor ausschwitzen, welche Erscheinung auf Fettgehalt hinweist, und bei Einwirkung von 1 prozentiger Osmiumsäure mehr oder weniger zahlreiche, im Saftraum der Zelle suspendierte und durch das Reagens gebräunte Tropfen sichtbar werden, die also ebenfalls Fettreaktion zeigen (Taf. XIII Fig. 3·o).

In jeder Zelle, dem gerundetem Grunde der Chromatophorschale genähert, befindet sich stets deutlich erkennbar ein rundlicher, größerer, dichter, homogener, farbloser Körper von 2–3 μ Durchmesser, der nur bei BRAUN (**2**, Taf. I Fig. 45) seine Darstellung fand. Gegen die Deutung dieses Körpers als Zellkern spricht sofort dessen Dichte und Augenfälligkeit. Ist er ein Pyrenoid? Bei Betrachtung im Leben, in unverändertem Zustande weicht das Aussehen dieses Körpers von dem gewohntem Aussehen der typischen Pyrenoide ab. Man kann hier keine Hülle und keinen Kern unterscheiden; der ganze Körper ist mit einfacher Linie umgrenzt, in seiner ganzen Masse homogen, gleichmäßig dicht (Taf. XIII Fig. 2 p und 3 p). WILLE (**18**, S. 56) sagt: „Pyrenoide fehlen", fügt aber ein Fragezeichen hinzu, ist also eher geneigt, die Existenz eines solchen anzunehmen. CHODAT (**3**, S. 25 und 185), WEST (**16**, S. 241) und MIGULA (**10**, S. 652) erklären bestimmt, ein Pyrenoid sei nicht vorhanden. OLTMANNS (**11**, S. 184) äußert sich nicht bestimmt: „ein Pyrenoid freilich ist unsicher." Die Pyrenoidfrage stellt sich demnach als eine durchaus offene dar, und es erwächst nun umsomehr die Aufgabe, der Frage nach der Natur dieses Gebildes näher zu treten. Bei Behandlung mit Jodjodkalium, beim Einlegen von lebenden oder zuvor mit Alkohol behandelten Material in einem unbedeckten Tropfen des Reagens, um dessen Wirkung möglichst zu sichern, färbt sich dieser Körper braun, ohne dabei so scharf hervortretend zu werden, wie dies sonst bei den typischen, stärkeumhüllten Pyrenoiden der Fall zu sein pflegt. Nachfolgende Behandlung mit konzentrierter Lösung von Chloralhydrat zeigt, daß er kein Stärkekorn ist, und auch keine aus Stärke bestehende Hülle besitzt. Er verschwindet nämlich unter Einwirkung dieses Reagens völlig verquellend, wobei er entfärbt wird und an seiner Stelle nachher keinerlei Färbung auftritt. Zu dieser Beobachtung eignen sich besonders die nackten Schwärmer unserer Alge, indem hier keine einengende Membran dem Aufquellen des Plasmakörpers hindernd in den Weg tritt, und hierdurch die Deutlichkeit des Vorganges bedeutend gehoben wird. Unter der Masse der deutlich werdenden und blaugefärbten Stromastärkekörnchen ist demnach ein diesem Körper an Größe und Form gleichkommendes Stärkekorn oder eine entsprechende, Stärkereaktion zeigende Hülle, wie dies bei stärkeumhüllten Pyrenoiden stets der Fall ist, auch nie zu sehen.

Bei Einwirkung von Alcohol absolutus bleibt dieser Körper erhalten, er tritt in allen Zellen deutlich und scharf hervor, da er an Lichtbrechung gewinnt, und auch in Äther bleibt er, selbst nach längerer Einwirkung desselben in der Eprouvette, erhalten. Er ist demnach kein Fetttropfen.

Mäßig konzentrierte, wäßrige Eosinlösung färbt in zuvor mit Alkohol behandeltem Material den Plasmaleib der Zelle leuchtend rosenrot und ebenso auch dieses Gebilde. Ebenso rein und leuchtend gefärbt erscheinen die Eiweißkerne der Pyrenoide von — in nämlichen Präparat anwesender — Zygnema, Cosmarium, die also genau dasselbe tinktionelle Verhalten zeigen.

Lebendes Material in eine konzentrierte Pikrinsäurelösung in 50 prozentigen Alkohol, der mit ziemlich konzentriertem, wässerigem Säurefuchsin versetzt wurde, eingetragen, zeigte nach vielstündiger Einwirkungsdauer, nachherigem Auswaschen in 50 pCt. Alkohol, Übertragung in Alcohol absolutus, Xylol und Kanadabalsam, der Körper distinkt und intensiv, leuchtend rot gefärbt, wie auch der Plasmaleib der Zelle ebenfalls und ebenso, doch merklich schwächer gefärbt erscheint. Das gleiche Verhalten war an den Pyrenoiden pyrenoidführender, gleichzeitig im Präparat — anwesender Algen zu beobachten.

Bei Behandlung der Zellen mit HOYERs Pikrocarmin er-scheint nach längerer Einwirkung desselben dieser Körper farblos in der Nähe desselben, zumeist gegen den vorderen Pol der Z zu, erscheint im blaß-karminrot gefärbten Plasma, ein zwar n scharf konturierter, dunkler und rein karminroter, rundlicher Fl von 2—3 μ Durchmesser, der aller Wahrscheinlichkeit nach Kern der Zelle ist. Ebenso war in daselbst anwesender *Zyg* ebenfalls nur der Zellkern rosenrot gefärbt, während die Eiweißker der Pyrenoide ebenfalls farblos geblieben waren, also dasselbe V halten zeigten.

Die Zerstörung durch konzentrierte Chloralhydratlösung, Braunfärbung durch Jodjodkalium, die Farbstoffspeicherung Eosineinwirkung zeigen, daß dieser Körper sicherlich aus weißsubstanz besteht. Da er sich ferner auch bei der Pikrins Säurefuchsinfärbung wie die Kerne der Pyrenoide verhält, und dem Karminfärbung den Zellkern in der nächsten Nähe, in d Nachbarschaft (Taf. XIII Fig. 3 n) sichtbar macht, so kann d Gebilde mit besonderer Berücksichtigung des Nebeneinanderl von Zellkern und Pyrenoid, wie dies in charakteristischer Weise auch andere Fälle, z. B. *Oedogonium* — in inhalts- und stärkearmen Zellen mit nur einem Pyrenoid mit auffallender Deutlichkeit —, *Dactylococcus*, *Hormospora* usw. zeigen, nur als ein Pyrenoid, und zwar als ein nacktes Pyrenoid, daß nie eine Stärkehülle besitzt, angesprochen werden. Es muß zwar merkwürdig erscheinen, daß dies Pyrenoid keine Stärkehülle besitzt, da doch in den Chromatophoren reichlich Stromastärkebildung statt hat, und sonst die Pyrenoidstärke überdies noch beständiger ist, als die Stromastärke. Doch ist ein ähnliches Verhältnis bei *Dicranochaete* durch HIERONYMUS (**6**) bekannt geworden.

In bezug auf den bereits vordem konstatierten Zellkern möchte ich noch bemerken, daß ich diesen bei der Eosin- und Fuchsinbehandlung nicht sehen konnte. Bei der Karmintinktion erschien er auch in anderen Fällen z. B. bei *Cosmarium* ebenfalls nur als nicht scharf konturierter Fleck. Nur in seltenen, besonders günstigen Fällen, konnte ich bei Jodjodkaliumbehandlung, im Leben, und an Haematoxylinpräparaten an der Stelle, wo Pikrokarmin den Zellkern nachwies, auch den Nucleolus desselben, als kleines, glänzendes Kügelchen erkennen (Taf. XIII Fig. 3 n) und auf diese Weise das Vorhandensein und den Ort des Zellkerns vollends sicherstellen.

In der Nähe des vorderen, abgeplatteten Pols sind ferner sich in völlig erwachsenen Zellen zwei ziemlich ansehnliche, abwechselnd und langsam pulsierende, kontraktile Vakuolen vorhanden (Taf. XIII Fig. 2 und 3 cv).

Ein Stigma hingegen besitzen die erwachsenen Zellen nicht.

Von der Mitte der abgeplatteten Seite, vom vorderen Pol einer jeden Zelle, geht von einer engumschriebenen Stelle ein Büschel äußerst zarter, feiner und überaus langer Fäden ab, welche sozusagen von einem Punkte entspringend, radienartig in die Gallertmasse ausstrahlen (Taf. XIII Fig. 2). Der Umstand, daß eine jede Zelle bei genügendem Alter dieses Fadenbüschel in völlig gleicher Erscheinungsweise zeigt, beweist, daß diese bisher nirgends erwähnten Bildungen, nicht etwa epiphytische, in der *Schizochlamys*-Gallerte vegetierende Fadenbakterien oder ähnliche Organismen, sondern den *Schizochlamys*zellen angehörende Anhänge sind. Schon im Leben sind die Fadenbüschel mit ZEISSschen Apochromaten völlig deutlich erkennbar, wenn auch die einzelnen Fäden in ihren ganzen Verlauf infolge ihrer Feinheit und Farblosigkeit, sowie der ganz außergewöhnlichen Länge und Durchkreuzung mit den Fäden benachbarter Zellen, kaum zu verfolgen sind. Auf Alkoholzusatz bleiben sie erhalten, gewinnen etwas an Lichtbrechung, werden aber dadurch nicht viel deutlicher. Durch Jodjodkalium, Pikrokarmin, Eosin, GUINARDsche Alkannatinktur werden sie nicht gefärbt; wässerige Fuchsinlösung färbt sie blaß rötlich. Bei Einwirkung von konzentrierter Chloralhydratlösung bleiben sie wenigstens im Anfange der Reagenswirkung erhalten.

Die Fäden eines Fadenbüschels sind oft von verschiedener Länge; während die meisten bis zu 200 μ Länge und darüber verfolgt werden können, mithin 20 mal und mehr den Zelldurchmesser an Länge übertreffen, finden sich oft dazwischen einige, deren Länge nur 1—1$^1/_2$ Zelldurchmesser beträgt. Diese ganz kurzen Fäden endigen oft mit einen winzigen, dunkleren, stärker lichtbrechenden Knöpfchen (Taf. XIII Fig. 2). Die Fäden sind völlig homogen in ihrer Masse, irgend eine sie umgebende Scheide ist nicht zu bemerken, sie sind ungegliedert und soweit sie verfolgbar sind, unverzweigt. Der Verlauf der Fäden ist kein geradliniger, gewöhnlich sind sie bogenförmig gekrümmt, in ihren distalem Teil wellig verbogen. Das Fadenbüschel besteht stets aus zahlreichen Fäden, bei Seitenlage der Zelle lassen sich meist mehr als 5. 1 und noch mehr Fäden zählen. Eine genaue Feststellung ihrer Zahl ist jedoch kaum ausführbar. Wie bereits vordem erwähnt wurde, laufen sie alle basalwärts in einem, an der Oberfläche der Hüllmembran gelegenen Punkte zusammen, und in Fällen, wo der Zellleib von der Hüllmembran allseitig entfernt liegt, kann man innerhalb der Zellhülle zwei kurze mit einander parallele Fadenstücke beobachten (Taf. XIII Fig. 2) — tatsächlich sind jedoch wahrscheinlich vier vorhanden — die in ihrem Aussehen und in der Lichtbrechung mit den extrazellulären Fäden übereinstimmend, eine Verbindung des Fadenbüschels mit den plasmatischen Leib der Zelle bewerkstelligen, der hier an der Insertionstelle der Verbindungsfäden, am vorderen Pol oft etwas kraterförmig vertieft erscheint. Man beobachtet ferner in günstigen Fällen (mit Apochromat-Ölimmersion von ZEISS) an der Hülle vollkommen entleerter Zellen, in der Oberflächenansicht an dieser Stelle, zu einen Quadrat gruppiert vier feine Punkte, welche im optischen Längsschnitt deutlich als Kanäle erscheinen, die mithin Poren sind, und die als die Durchlaßstellen der vier Cilien des einstigen Schwärmers angesehen werden müssen (vgl. das später über die Schwärmer und deren Weiterentwicklung Gesagte auf Seite 789 und ff.). Beim Zerspalten der Hülle gehen die scharfen und geraden Spaltlinien derart durch das Quadrat der Poren, daß jedes der vier Spaltstücke einen, in seiner Spitze gelegenen Porus erhält (Taf. XIII Fig. 4). Ob nun die Fäden des Fadenbüschels Plasmafortsätze des Zellkörpers sind, kann in Anbetracht ihrer schweren Färbbarkeit nicht ohne weiteres bejaht werden. Auch bleiben diese Fäden an den Hüllen solcher Zellen, deren Zellleib entweder durch Schwärmerbildung entleert, oder abgestorben ist und nunmehr eine Ansammlung farbloser Stromastärkekörnchen einschließen, erhalten. Diese ihre Resistenz im Vereine mit der schweren Tingierbarkeit, läßt sie vielmehr wie der Hüllmembran angehörige Bildungen erscheinen. Doch spricht ihre Verbindung mit dem lebendigen Plasmaleib der Zelle gegen eine solche Deutung und zum mindesten muß ihre Bildung auf die Tätigkeit des lebendigen, plasmatischen Zellleibes zurückgeführt werden, da ihre außergewöhnliche Länge der Deutung als einfache Fortsätze der Membran große Schwierigkeiten macht. Die Frage nach ihrer Natur muß also noch offen bleiben, wenn auch diese Bildungen — meiner Meinung nach — den Pseudocilien von *Tetraspora* und *Apiocystis* als homolog zu betrachten sind.

Allem Anschein nach wird allgemein der Anschauung gehuldigt, daß bei der Vermehrung der *Schizochlamys* die Zellteilung die größte Rolle spielt. Zwar gibt schon RABENHORST (**14**, S. 32), ferner PFITZER (**13**, S. 173 Anm.), COOK (**4**, S. 10) und DE WILDEMAN (**17**, S. 85) Schwärmerbildung an, aber andere Autoren scheinen dieselbe nicht beobachtet zu haben und erwähnen dieselbe (die vorhandenen, soeben angeführten Angaben vollständig ignorierend) mit keinem Worte (KIRCHNER **7**, S. 109; HANSGIRG **5**, S. 128; WOLLE **19**, S. 192; WILLE **18**, S. 56; CHODAT **3**, S. 185; OLTMANNS **11**, S. 184; WEST **16**, S. 241; MIGULA **10**, S. 652), oder beziehen sich auf die vorhandenen Angaben (DE TONI **15**, S. 643; BLACKMAN und TANSLEY **1**, S. 14) insbesondere auf diejenige RABENHORSTs (DE TONI), was gewissermaßen einen Ausdruck des Zweifels involviert. WILLE (**18**, S. 56) stellte *Schizochlamys* zu den *Pleurococcaceae*, wo Schwärmerbildung nicht vorkommt, CHODAT (**3**, S. 180) in die Serie seiner „*Protococcées*“ die ebenfalls hauptsächlich die Formen ohne Schwärmerbildung umfaßt und OLTMANNS (**11**, S. 184), sowie MIGULA (**10**, S. 652) führen diese Algengattung in der Familie der „*Scenedesmaceae*“ an, welche sich gleicherweise durch das typische Fehlen der Schwärmerbildung auszeichnet. Es muß jedoch vor allem hervorgehoben werden, daß bei *Schizochlamys* Zoosporenbildung in ausgiebiger Weise stattfindet, denn es finden sich stellenweise massenhaft Ansammlungen von Membranstücken, als einzige Reste der durch Schwärmerbildung aufgebrauchten Zellen.

Die Schwärmer werden wahrscheinlich durch simultane Teilung

(Taf. XIII Fig. 10) des Inhaltes zu 2, 4 oder 8 aus einer Zelle gebildet (Taf. XIII Fig. 5, 11, 12), doch scheint auch sukzedane Teilung vorzukommen. Den Fall, daß jede Zelle nur eine Schwärmspore entläßt — wie es PFITZER (**13**, S. 173 Anm.) angibt —, sah ich nicht. Die vorherrschende Zahl ist 4 und 8, seltener ist die Zweizahl. Die zu acht aus einer Mutterzelle gebildeten Schwärmer sind naturgemäß von etwas geringerer Größe, als die zu 4 oder 2 gebildeten (Taf. XIII Fig. 11, 12) und dieser tatsächlich vorhandene und wahrscheinlich schon von RABENHORST (**14**, S. 32) beobachtete Größenunterschied ist es, welcher seiner Angabe, es seien bei dieser Alge Makro- und Mikrogonidien vorhanden, zugrunde liegt. Doch alle diese Schwärmer zeigen keinerlei auffallende Unterschiede im Bau und ihrem Verhalten. Sie alle kommen nach einiger Zeit des Schwärmens zur Ruhe und werden zu neuen vegetativen Zellen. Kopulationserscheinungen zwischen größeren und kleineren Schwärmern oder gleichgroßer unter sich habe ich nicht beobachtet, so daß man in Anbetracht des geringen Größenunterschiedes eigentlich doch nicht von Schwärmern zweierlei Art, von Makro- und Mikrogonidien reden kann. Auch findet man keine verdächtigen Ruhezellen im Lager, die vielleicht Produkte eines Geschlechtsaktes sein könnten. Damit will jedoch nicht gesagt sein, daß sexuell differenzierte Schwärmer von abweichender oder verschiedener Größe nicht vorhanden sein können.

In der zähen *Schizochlamys*gallerte ist die Bewegung der Schwärmer erschwert und bedeutend verlangsamt, im freien Wasser schwimmen sie mit gewohnter, viel größerer Geschwindigkeit dahin. Jedenfalls sind es die Schwärmer, welche die ausgedehnte Verbreitung der Alge an einem Standort besorgen, die z. B. in unserem Fall in der Ausdehnung des ganzen Tümpels zu finden war und dem Wasser desselben eine gelblichgrüne Färbung und etwas gallertige Beschaffenheit verlieh. Zellteilung allein vermag für eine derartige Ausbreitung keine genügende Erklärung zu geben. Im Präparat unter Deckglas entfernen sich die Schwärmer in der Gallerte nicht weit vom Orte ihrer Entstehung, und werden zu neuen vegetativen Zellen. Die Zellen eines Gallertlagers von *Schizochlamys* werden also nicht bloß durch vegetative Zellteilung — wie dies bisher allgemein angenommen wird —, sondern in viel bedeutenderem Maße durch Schwärmerbildung vermehrt, weil diese ja mit einer Vielfachteilung zu 2, 4, 8 Zellen verbunden ist.

Der Körper des Schwärmers ist länglich-zylindrisch (Taf. XIII Fig. 6, 7), 8—12 μ lang und 4 μ breit. Gestaltsveränderungen

Eiförmige kommt vor, oder er ist nach vorne etwas angeschwollen, nach hinten etwas keilförmig verschmälert, was alles seine Erklärung in der Plastizität des nackten Plasmaleibes findet. An der Spitze des breitgespitzten Vorderendes entspringen in der Regel vier gleichlange Cilien, die etwas länger als der Körper, 12—16 μ lang, sind. Bei der Vorwärtsbewegung in der zähen Gallerte des Lagers sieht man gewöhnlich eine dieser Cilien, nach Art gewisser Flagellaten, unbeweglich, gerade vorgestreckt, gleichsam die Bahn brechend, während die übrigen mehr dem Körper des Schwärmers anliegend nach rückwärts gerichtet, schlängelnde Bewegungen ausführen, seitlich schlagend und rudernd, sichtlich mit Anstrengung den Körper vorwärts zu bringen trachten (Taf. XIII Fig. 6). Öfters zieht sich der vorwärts schwimmende Schwärmer plötzlich zurück und dann erscheinen auch die übrigen Cilien deutlich, und der Moment beim Zurückgehen des Körpers ist der günstigste für die genaue Feststellung der Cilienzahl. Es finden sich ausnahmsweise auch Schwärmer mit nur 2 Cilien (Taf. XIII Fig. 7), die, zur Ruhe kommend, ebenfalls zu vegetativen Zellen werden. An der Cilienbasis, im zugespitzten Vorderende sind zwei kontraktile Vakuolen vorhanden, die abwechselnd pulsieren, so daß stets nur eine deutlich erkennbar ist, während die andere nur bei anhaltender Beobachtung konstatiert werden kann (Taf. XIII Fig. 6, 7 cv). Die schalenförmige Chromatophormasse ist längs und etwas schief orientiert, und färbt den größten Teil des Schwärmers gleichmäßig grün. Im Vorderende, der Seitenwand des Körpers anliegend, ist stets ein deutliches, rotbraunes, strichförmiges Stigma vorhanden (Taf. XIII Fig. 6, 7). Gegenüber, im farblosen Zwickel des vorderen Teiles weist Tinktion mit Karmin den Zellkern nach. Hinter dem Zellkern, meist in der Mitte, bisweilen auch im Hinterende, liegt ebenso wie in den vegetativen Zellen das Pyrenoid (Taf. XIII Fig. 6, 7 p), welches auch hier stets vorhanden ist, zwischen den übrigen körnigen Einschlüssen des Chromatophors, welche dem Schwärmerkörper körnige Beschaffenheit verleihen, aber oft nur mit Mühe unterschieden werden kann. Nach Alkohol- oder Jodjodkaliumbehandlung wird aber dieser konstante Bestandteil der *Schizochlamys*zelle, indem er an Lichtbrechung gewinnt, auch hier stets deutlich. Die zahlreichen, mehr oder minder großen runden Körner sind zum überwiegenden Teil Stärke und wohl auch einige Fettkügelchen.

Nach einiger Zeit des Schwärmens kommt die Zoospore zur Ruhe und wird zu einer vegetativen Zelle, die also wohl zum überwiegenden Teil umgewandelte Schwärmer sind.

Beim Zurruhekommen zeigt der Schwärmer vorerst rübenförmige Gestalt, ein breitgerundetes Vorder- und zugespitztes Hinterende (Taf. XIII Fig. 13). Nachher nimmt er Kugelgestalt an, wobei die Cilien noch erhalten und deutlich sichtbar sind (Taf. XIII Fig. 14). Die Cilien aber werden alsbald langsam und allmählich eingezogen, so daß keinerlei Anhängsel an der Zelle beobachtet werden können. Die Fäden des späteren Fadenbüschels sind also nicht umgewandelte Cilien des zur Ruhe gekommenen Schwärmers und auf diesem Stadium noch gar nicht vorhanden. Im abgekugelten Schwärmer zieht sich an einer Stelle das Plasma von der inzwischen ausgeschiedenen Wand zurück, so daß die Zelle von einer großen seitlichen Vakuole gleichsam aufgetrieben erscheint und der Plasmaleib einen kalottenförmigen Belag an einer, der vorderen Zellhälfte darstellt (Taf. XIII Fig. 15). Dieser massige plasmatische, die Chromatophoren einschließende Belag, formt sich dann anscheinend durch Kontraktion zu einem niedergedrückt kugeligen, nierenförmigen, nackten Körper, welcher innerhalb einer nach hinten weitabstehenden Hülle liegt (Taf. XIII Fig. 16). Hiermit ist bereits der normale Zustand erreicht. Durch die geringe Größe (5—7 = 6—8 μ) fallen solche Zellen als jugendliche auf, und das noch vorhandene strichförmige Stigma zeugt deutlich für die Entstehung solcher *Schizochlamys*zellen aus Schwärmsporen. An ausgewachsenen *Schizochlamys*zellen ist ein Stigma nicht mehr vorhanden und ebenso fehlt dasselbe den durch vegetative Teilung hervorgegangenen Tochterzellen, in denen der Plasmakörper ebenfalls zuerst als ein schalenförmiger Belag erscheint. Diese Tochterzellen liegen zu 2 oder 4 dicht nebeneinander und zeichnen sich neben der soeben erwähnten Konfiguration des gefärbten Plasmas durch den weiten, farblosen, seitlichen Saftraum aus.

Wir kommen nun zu der Erörterung der Frage nach der systematischen Stellung von *Schizochlamys*, welche jedenfalls ein wohlcharakterisierter, selbständiger Organismus und kein Entwicklungszustand anderer, höherer Algen ist[1]). Schon der tetrasporaartige Habitus des Gallertlagers und auch die Verteilungsweise der Zellen in einer homogenen Gallerte, sowie das Vorhandensein von Schwärmsporen im Entwicklungsgange läßt sie unschwer als eine Verwandte von *Tetraspora* erkennen, und so kam es, daß sie bereits von einigen Algologen bloß auf Grund dieser Züge in der Nähe dieser Algengattung, in die Familie der Tetrasporaceen versetzt wurde. Als gewichtige Stütze dieser Anschauung kommt noch eine ziemlich weitgehende Übereinstimmung im Zellenbau hinzu: ein glockiges Chromatophor, ein — wenn auch nacktes — Pyrenoid, und der in dessen Nähe nach vorne zu gelegene Zellkern, zwei persistierende kontraktile Vakuolen, und endlich das vom vorderen Ende der Zelle abgehende Fadenbüschel, das als ein Homologon der Pseudocilien von *Tetraspora*, *Stapfia* und *Apiocystis* angesehen werden muß. Ferner spricht das Vorhandensein von Zoosporen für die Zugehörigkeit der *Schizochlamys* zu der Familie der Tetrasporaceen, wo sie im Hinblick auf die voranstehend behandelten Eigentümlichkeiten in nächster Nähe von *Tetraspora* und *Apiocystis* allein ihren richtigen Platz findet. Daß eine Form mit ausgiebiger Schwärmerbildung nicht in Formenkreisen untergebracht, beziehungsweise belassen werden kann, die sich eben durch das Fehlen von Zoosporen auszeichnen, wie WILLEs „*Pleurococcaceae*“ (18, S. 56), CHODATs „*Protococcées*“ (**3**, S. 180), OLTMANNS (**11**, S. 184) und MIGULAs (**10**, S. 623) „*Scenedesmaceae*“ leuchtet ohne weiteres ein. Ebensowenig kann man andererseits der Anschauung WOLLEs beipflichten (**19**, S. 192), daß *Schizochlamys* nur eine Form von *Tetraspora* ist, da schon in dem charakteristischen Verhalten der Zellhülle und in den viergeißeligen Schwärmsporen allein eine Abweichung gegeben ist, welche die generische Trennung in vollem Maße rechtfertigt. Ja noch mehr, es repräsentiert *Schizochlamys* mit *Prasinocladus* hier in der Familie der *Tetrasporaceae* den tetrakonten Typus, stellt eine vierwimperige Parallelform zur zweiwimperigen *Tetraspora* dar, und statuiert hierdurch eine interessante und bedeutungsvolle Übereinstimmung mit anderen Familien der Chlorophyceen[1]).

---

[1]) Damit wird nicht in Abrede gestellt, daß auch bei anderen Algen ähnliche Membransprengungen und Abstoßungen sich finden, die ähnliche Bilder liefern, doch können diese von der richtigen *Schizochlamys* unschwer unterschieden werden.

Zitierte Literatur.

1. BLACKMAN, F. and TANSLEY A. G., A revision of the Classification of the Green-Algae. The New-Phytologist. Vol. I. London 1903.
2. BRAUN, A., Betrachtungen über die Erscheinung der Verjüngung in der Natur. Leipzig 1851.
3. CHODAT, R., Beiträge zur Kryptogamenflora der Schweiz I. Bd. Heft 3. Algues vertes de la Suisse. Bern 1902.
4. COOK, M. C., British Fresh-water Algae. London 1882—84.

---

[1]) *Volvocaceae: Carteria tetrakont, Chlamydomonas dikont; Tetrasporaceae: Schizochlamys tetrakont. Tetraspora dikont; Ulotrichales tetrakontae* und *dikontae* nach PASCHER (**12**).

5. HANSGIRG, A., Prodromus der Algenflora von Böhmen. 1. Teil. Prag 1886.

6. HIERONYMUS, G., Über *Dicranochaete reniformis* Hieron. eine neue *Protococcea* des Süßwassers. COHNs Beiträge zur Biologie der Pflanzen. Bd. V. S. 351—372.

7. KIRCHNER, O., Kryptogamenflora von Schlesien. II. Bd. 1. Hälfte. Algen Breslau 1878.

8. KÜTZING, FR., Species algarum. Lipsiae 1849.

9. KÜTZING, FR., *Tabulae phycologicae.* Nordhausen 1849—69.

10. MIGULA, W., Prof. Dr. THOMEs Flora von Deutschland, Österreich und der Schweiz. Bd. VI: Kryptogamenflora. Bd. II 1. Teil: Algen. (*Cyanophyceae, Diatomaceae, Chlorophyceae*). Gera 1907.

11. OLTMANNS, FR., Morphologie und Biologie der Algen. I. Bd. Jena 1904.

12. PASCHER, A., Studien über die Schwärmer einiger Süßwasseralgen. Bibliotheca botanica Heft 67. Stuttgart 1907.

13. PFITZER, E., Untersuchungen über Bau und Entwicklung der Bacillariaceen. Botanische Abhandlungen aus dem Gebiet der Morphologie und Physiologie herausgegeben von J. HANSTEIN. Heft 2. Bonn 1871

14. RABENHORST, L., Flora europaea Algarum. Sectio III. Lipsiae 1868.

15. DE TONI, Sylloge Algarum. I. Sylloge Chlorophycearum. Patavii 1889.

16. WEST, G. S., A Treatise on the British Freshwater Algae. Cambridge 1904.

17. DE WILDEMAN, E., Flore des Algues de Belgique. Bruxelles-Paris 1896.

18. WILLE, N., *Chlorophyceae* in Engler-Prantl, Natürliche Pflanzenfamilien. I. Teil Abt. 2. Leipzig 1897.

19. WOLLE, FR., Fresh-Water Algae of the United States. Bethlehem 1887.

Erklärung der Taf. XIII.

Fig. 1. a b c. Wiederholte Bildung und Zersprengtwerden der Zellhülle ohne Zellteilung; Liegenbleiben der Sprengstücke in der Umgebung der Zelle. Verg. 500.

Fig. 2. *Schizochlamys*zelle nach dem Leben, das Pyrenoid (p), die kontraktilen Vakuolen (cv) und das Fadenbüschel zeigend; im letzteren zwei kurze Fäden mit knopfförmigem Ende. Aus räumlichen Rücksichten sind nur die mittelsten Fäden in annähernd ganzer Länge gezeichnet. Verg. 750.

Fig. 3. Zelle mit 1 proz. Osmiumsäure fixiert; das Pyrenoid (p), den Zellkern (n), eine kontraktile Vakuole (cv), durch das Reagens gebräunte Fetttröpfchen (o) und die Stromastärkekörnchen (a) zeigend. Verg. 1000.

Fig. 4. Leere Zellhülle mit den in ein Quadrat angeordneten vier Poren, an dem den Beobachter zugekehrten vorderen Pol. Verg. 1000.

Fig. 5. Schwärmerbildende Zellen, zwei und vier Schwärmer entwickelnd. Verg. 500.

Fig. 6. Vierwimperiger Schwärmer in der Gallerte nach dem Leben; kontraktile Vakuole, Stigma und Pyrenoid zeigend. Verg. 1000.

Fig. 7. Zweiwimperiger Schwärmer, Pyrenoid (p), kontraktile Vakuole (cv), Stigma (st). Verg. 1000.

Fig. 8. Schwärmer mit Jodjodkalium abgetötet. Verg. 1000.

Fig. 9—12. Schwärmerbildung. Verg. 750.

Fig. 9. Vierteilung des Zellinhaltes, vielleicht sukzedane Teilung.

Fig. 10. Vierteilung des Zellinhalts mit tetraëdrischer Anordnung der Teilstücke, anscheinend simultane Teilung.
Fig. 11. Vier Schwärmer.
Fig. 12. Acht Schwärmer.
Fig. 13. Rübenförmiger, zur Ruhe kommender Schwärmer. Verg. 1000.
Fig. 14. Derselbe völlig abgekugelt; rechts beginnt sich bereits der Inhalt von der schon ausgeschiedenen Zellhülle zurückzuziehen. Verg. 1000.
Fig. 15. Aus einem Schwärmer hervorgegangene junge Zelle mit schalenförmigem Plasmaleib und noch vorhandenem Stigma. Verg. 1000.
Fig. 16. Junge, schon queroval kontrahierte, aus einem Schwärmer hervorgegangene *Schizochlamys*zelle mit noch erhaltenen Stigma, bereits in der nach hinten weit abstehenden Zellhülle liegend. Normaler Zustand. Verg. 1000.

---

91. G. Bredemann: Bemerkungen zu „Hans Pringsheim: Zur Regeneration des Stickstoffbindungsvermögens von Clostridien“.

(Eingegangen am 12. Dezember 1908.)

Im Hefte 8, Seite 547 dieser Berichte finde ich einen gegen mich gerichteten Angriff des Herrn HANS PRINGSHEIM, der sich auf meine vorläufige Mitteilung im Hefte 6, Seite 362 dieser Berichte „Regeneration der Fähigkeit zur Assimilation von freiem Stickstoff des *Bacillus amylobacter* A. M. et Bredemann und der zu dieser Spezies gehörenden bisher als *Granulobacter*, *Clostridium* usw. bezeichneten anaëroben Bakterien“ bezieht. Zu diesem bemerke ich folgendes:

Die Arbeit, aus welcher in meiner vorläufigen Mitteilung einige Resultate mitgeteilt werden, ist im Frühjahr 1905 begonnen worden. Ihre Hauptaufgabe war, zu untersuchen, ob, wie zu vermuten war, die von verschiedenen Autoren beschriebenen „*Amylobacter* ähnlichen“ Formen zu einer Spezies gehörten, oder ob es sich anders verhielte. Ich habe mich bemüht, alle diejenigen der beschriebenen Formen, die noch zu erhalten waren, in den Bereich meiner Untersuchungen zu ziehen und habe mich deshalb auch an Herrn PRINGSHEIM gewandt mit der Bitte um Überlassung seiner „Alkohole bildenden Bakterienform“. So kam ich in Berührung mit Herrn HANS PRINGSHEIM.

Meine Arbeit wurde am 24. Mai 1908 der philosophischen

Fakultät in Marburg eingereicht. Da vorauszusehen war, daß sie aus äußeren Gründen erst relativ spät veröffentlicht werden würde und von mehreren Seiten über ähnliche Fragen gearbeitet wurde, so war es mein persönlicher Wunsch, wenigstens einige Resultate der Arbeit vorläufig kurz mitteilen zu dürfen. Die Arbeit, welche ungefähr 10 Druckbogen umfassen wird, wird in Kürze im „Centralblatt für Bakteriologie“, wo auch Herrn PRINGSHEIMs Mitteilungen erschienen sind, veröffentlicht werden. Es würde wohl ein recht ungeschicktes Bemühen gewesen sein, in einer vorläufigen Mitteilung den Versuch zu machen, Herrn PRINGSHEIM eins seiner angeblichen oder wirklichen Verdienste um die in Rede stehenden Fragen zu entreißen, denn jeder Leser des „Centralblattes“ wird ja Gelegenheit haben, die Abhandlungen miteinander zu vergleichen. Wenn meine Arbeit erschienen ist, wird man sich leicht überzeugen können, daß sämtliche Angaben PRINGSHEIMs, welche gegen mich persönlich oder gegen meine Arbeit sprechen sollen, durchaus unrichtig sind. Ich halte es für zweckmäßig, an diesem Orte eine Richtigstellung der falschen Tatsachen, und der die Wahrheit in unglaublicher Weise entstellenden Auslassungen PRINGSHEIMs noch nicht zu geben, sondern damit zu warten, bis meine Arbeit im Drucke erscheint, da eine Begründung meiner Entgegnungen Tatsachen vorausnehmen müßte, die erst in der Arbeit mitgeteilt werden. Nur die Punkte, welche über *Bacillus asterosporus* handeln, sich also auf eine Arbeit beziehen, welche vor kurzem im „Centralblatt für Bakteriologie“ von mir erschienen ist, werde ich im „Centralblatt“ sogleich besprechen.

Alles andere werde ich in Fußnoten zu meiner Arbeit erledigen.

Marburg, den 4. Dezember 1908.

92. A. Schulz: Über Briquets xerothermische Periode. III.

(Eingegangen am 13. Dezember 1908.)

Schon zweimal habe ich mich in diesen Berichten[1]) mit BRIQUETs xerothermischer Periode beschäftigt. Ich habe in diesen beiden Abhandlungen dargelegt, daß es eine xerothermische

---

1) 22. Bd. (1904), S. 235—247 und 25. Bd. (1907), S. 286—296.

Periode in BRIQUETs Sinne nicht gibt, daß BRIQUETs xerothermische Periode vielmehr Eigenschaften ganz verschiedener, zum Teil durch lange Zwischenzeiten voneinander getrennter Zeitabschnitte in sich vereinigt, und daß die von BRIQUET in seine xerothermische Periode verlegten Pflanzenwanderungen hauptsächlich in Zeiten fallen, deren Klima bedeutend von dem von BRIQUET seiner xerothermischen Periode zugeschriebenen Klima abweicht, das im wesentlichen dem des von mir als trockenster Abschnitt der ersten heißen Periode bezeichneten Zeitabschnittes — wo die Wanderer jener Zeiten in Mitteleuropa keine Wanderungen auszuführen vermochten — gleicht, welcher Zeitabschnitt also, wenn man den Namen xerothermische Periode für einen Abschnitt der Postglazialzeit beibehalten will[1]), allein mit diesem Namen bezeichnet werden kann. Es ist m. E. ausgeschlossen, daß man die vorstehend kurz angedeuteten Darlegungen meiner Abhandlungen mißverstehen kann. Es kann somit A. VON HAYEK, der in seiner Abhandlung über „Die xerothermen Pflanzenrelikte in den Ostalpen“[2]) behauptet, daß ich die Existenz einer postglazialen xerothermischen Periode auf das entschiedenste leugne, keine jener beiden Abhandlungen[3]) — und er kann auch keine meiner zahlreichen anderen Schriften, in denen ich die Wandlungen des mitteleuropäischen Klimas während der Postglazialzeit behandelt habe — gelesen haben. Für diese Annahme spricht auch der Umstand, daß V. HAYEK in der genannten Abhandlung meinen Namen falsch — SCHULTZ statt SCHULZ — schreibt, und mir einen Vornamen — ARTUR —, den ich nicht führe, zuschreibt.

V. HAYEKs „xerotherme“ Arten haben sich ebensowenig wie die BRIQUETs in ein und demselben, durch ein gleichmäßiges Klima ausgezeichnetem Zeitabschnitte in den Alpen fest angesiedelt. Die Ansiedlung der Mehrzahl in den Ostalpen fällt ohne Zweifel in die drei mittleren Abschnitte meiner ersten heißen Periode[4]): den ersten warmen Abschnitt, den trockensten Abschnitt und den zweiten warmen Abschnitt, vorzüglich in die beiden ersteren von diesen. Manche anderen haben sich jedoch bereits — teilweise vielleicht beträchtlich — früher angesiedelt. Die Ansiedlung noch anderer Arten fand offenbar sogar in mehreren, klimatisch sehr bedeutend von einander abweichenden und durch lange Zwischenzeiten voneinander getrennten Zeitabschnitten statt.

---

[1]) Ich habe aber betont, daß es, um Mißverständnisse zu vermeiden, besser sei, den Namen nicht in dieser, von seiner ursprünglichen wesentlich abweichenden Bedeutung zu verwenden, sondern ihn ganz fallen zu lassen.

[2]) Verhandlungen der K. K. zool.-bot. Gesellschaft in Wien (Jahrg. 1908), S. 302—322 (304).

[3]) Obwohl er sie (a. a. O. S. 304), die zweite allerdings mit falscher Jahreszahl, zitiert.

[4]) Betreffs meiner Ansichten über die Wandlungen des Klimas Mitteleuropas während der seit dem Höhepunkte von PENCKs Würmeiszeit verflossenen Zeit vgl. z. B. SCHULZ, Entwicklungsgeschichte der gegenwärtigen

V. HAYEK hält es[1]) nicht nur für die Westalpen, sondern auch für die Ostalpen[2]) für sichergestellt, daß „nach der letzten Eiszeit eine Periode mit warmen, trockenen Sommern folgte, in der eine xerophile, ja selbst eine Steppenflora sich in den Alpentälern ausbreitete“. Er macht also denselben Fehler wie BRIQUET: er verlegt die Ansiedlung zweier klimatisch ganz verschieden angepaßter Pflanzengruppen — einer wohl im wesentlichen BRIQUETs Gruppe der südlichen Arten entsprechenden Gruppe von xerophilen Arten und einer wohl im wesentlichen BRIQUETs Gruppe der östlichen oder pontischen Arten entsprechenden Gruppe von Steppenpflanzen — in den Alpen in einen einzigen, klimatisch einheitlichen Zeitabschnitt. An einer späteren Stelle[3]) sagt er allerdings, daß ihm kein Anhaltspunkt dafür vorzuliegen schiene, daß die Flora, die in der postglazialen Wärmeperiode in den Tälern der Ostalpen gelebt hätte, einen ausgesprochenen Steppencharakter gehabt hätte. Auch die geologischen Verhältnisse sprächen nicht dafür. Ich bin jedoch überzeugt, daß während des trockensten Abschnittes der ersten heißen Periode, dessen Klima, wie schon gesagt wurde, im wesentlichen dem von BRIQUET seiner xerothermischen Periode zugeschriebenen Klima gleicht, wo zahlreiche an ausgeprägt kontinentales Klima angepaßte Arten von Ungarn und Südrußland her das ganze nördlichere Mitteleuropa durchwanderten, Gewächse mit dieser klimatischen Anpassung auch in großer Anzahl, und zwar vom nördlichen Alpenvorland her, in die Alpentäler einwanderten. Die Hauptmasse von ihnen ist jedoch in der folgenden ersten kühlen Periode, die den großen Arealverlust dieser Gewächse im nördlicheren Mitteleuropa herbeigeführt hat, aus den Alpen wieder vollständig verschwunden[4]).

---

phanerogamen Flora und Pflanzendecke der Oberrheinischen Tiefebene und ihrer Umgebung (Stuttgart 1906).

[1]) a. a. O. S. 312, vgl. auch S. 320.

[2]) a. a. O. S. 318.

[3]) a. a. O. S. 319.

[4]) In dem dem trockensten Abschnitte der ersten heißen Periode entsprechenden Abschnitte der Zwischenzeit zwischen PENCKs Riß- und Würm-Eiszeit, in dem die Hauptmasse des sog. jüngeren Lösses zur Ablagerung

V. HAYEK verlegt nun aber nicht die Ansiedlung seiner sämtlichen xerothermen Elemente in diese von ihm mit BRIQUETs xerothermischer Periode identifizierte postglaziale Wärmeperiode, sondern er ist der Meinung, daß sich ein großer Teil von ihnen bereits früher, in einer Interglazialzeit oder sogar in der Präglazialzeit, in den Ostalpen angesiedelt habe. Für einen präglazialen Ansiedler hält er z. B. *Pinus nigra*. Es ist nach seiner Ansicht „gar nicht undenkbar, daß *Pinus nigra* am Ostabhange des Wienerwaldes Reste von Schwarzföhrenwäldern darstellt, welche die Ufer des tertiären Meeres der ungarischen Ebenen bedeckten“[1]). Ich halte dies für ausgeschlossen[2]). Nach meiner Meinung muß im Verlaufe der Pleistozänzeit auch das Klima des östlichsten Teiles der Alpen so bedeutende Wandlungen durchgemacht haben, daß sich die Schwarzkiefer in diesem Striche nicht zu erhalten vermochte[3]). Sie ist m. E. erst nach dem Höhepunkte von PENCKs Würmeis-

---

gelangt ist, war das Klima noch viel kontinentaler, so daß Gewächse dieser Art bis weit nach Westen, bis zur Küste des Ozeans hin, vordringen konnten. Selbstverständlich war damals, wie dies auch G. VON BECK (Die Vegetation der letzten Interglazialperiode in den österreichischen Alpen, Lotos, 56. Bd. (1908), S. 67 u. f. und S. 111 u. f. (75)) annimmt, durchaus nicht die „Waldflora“ ganz aus den Ostalpen verschwunden, sondern sie hatte nur ein viel kleineres Areal als gegenwärtig. Eine ähnliche, doch minder bedeutende Verkleinerung des Areales der „Waldflora“ fand dann wahrscheinlich auch in einem Abschnitte der Zwischenzeit zwischen der Würmeiszeit und der Zeit des Bühlvorstoßes, und sicher in dem vorhin genannten trockensten Abschnitte der ersten heißen Periode statt.

Wenn V. BECK (a. a. O. S. 75) der Meinung ist, daß sich aus dem Umfange der Lößablagerung in einem Lande während eines bestimmten Zeitabschnittes auf die Beschaffenheit des während dieses Zeitabschnittes hier herrschenden Klimas schließen ließe, so kann ich ihm nicht beistimmen. Denn der Umfang der Lößablagerung ist doch in erster Linie von der Menge des zur Lößbildung dienenden Materials abhängig.

[1]) a. a. O. S. 313.

[2]) Auch das, was V. HAYEK (a. a. O. S. 321) für wahrscheinlich hält, daß sich die zahlreichen „Mediterrangewächse“ am Südfuße der Alpen von Görz bis zu den oberitalienischen Seen hin seit der Tertiärzeit in diesem Striche, der z. T. bis in die Quartärzeit hinein eine Bucht der Adria umsäumte, erhalten hätten, ist m. E. ganz ausgeschlossen. Diese Gewächse können hier sämtlich erst nach der letzten großen Vergletscherungsperiode (vgl. S. 802, Anm. 3) zur festen Ansiedlung gelangt sein; wahrscheinlich fällt ihre Ansiedlung meist in meine erste heiße Periode.

[3]) Ich bin überzeugt, daß sich überhaupt keine phanerogame Art, auch keine alpine und subalpine, ununterbrochen vom Beginne der Pleistozänzeit bis zur Gegenwart in einem engbegrenzten Landstriche der Ostalpen erhalten hat.

zeit[1]), vielleicht sogar erst nach dem Höhepunkte der Periode von PENCKs Bühlvorstoß der Alpengletscher im Wienerwalde zur festen Ansiedlung gelangt. Die Ansiedlung von *Plantago Cynops*, *Convolvulus Cantabrica* und *Dracocephalum austriacum*, bei denen nach V. HAYEK[2]) die Möglichkeit, daß es sich (im Wienerwalde) ebenfalls um tertiäre Relikte handelt, nicht ausgeschlossen ist, fällt nach meiner Meinung sicher erst in die seit diesem Höhepunkte verflossene Zeit, wahrscheinlich in meine erste heiße Periode[3]). Es müssen, wie ich oftmals dargelegt habe, in dieser Periode für die Gewächse mit gleichen oder ähnlichen Bedürfnissen und Fähigkeiten wie die genannten drei Arten — und zwar für die verschiedenen klimatischen Untergruppen dieser großen Gruppe in klimatisch voneinander abweichenden Abschnitten der Periode — die Verhältnisse in Mitteleuropa so günstig gewesen sein, daß diese Gewächse imstande waren, den ganzen nördlich des Juras, der Alpen und der Karpaten gelegenen Teil Mitteleuropas zu durchwandern und sich ein weites Areal in ihm zu erwerben. In diesen Zeiten müßten sich die genannten — und ähnlich angepaßte — Arten also von ihren Erhaltungsgebieten im südlicheren Mitteleuropa — falls sie damals wirklich hier gelebt hätten — aus mehr oder weniger weit ausgebreitet haben; hierdurch würden ihre Areale in diesen Gebieten wohl meist wieder mit den Hauptarealen und mit den damals neu entstandenen Arealen weiter im Norden in Verbindung getreten sein und ihre bisherige Isolierung verloren haben[1]). Auf diese Ausbreitungszeiten müssen dann aber Zeiten gefolgt sein, wo die Verhältnisse des nördlicheren Mitteleuropas für diese Gewächse so ungünstig waren, daß diese einen sehr großen oder den größten Teil ihres Areales in diesem Gebiete einbüßten oder ganz aus ihm verschwanden. In diesen Zeiten müssen die Verhältnisse auch im südlicheren Mitteleuropa für diese Gewächse sehr ungünstig gewesen sein und eine bedeutende Verkleinerung ihres dortigen Areals herbeigeführt haben. Die Isolierung der heutigen Areale solcher Gewächse — und somit auch der oben genannten — in diesem Teile Mitteleuropas fällt also wohl in allen Fällen erst in die Zeit nach ihrer Neuausbreitung in der ersten heißen Periode. Nun hat die Untersuchung der pleistozänen geognostischen Bildungen Europas zu der Erkenntnis geführt, daß in einer Anzahl von Abschnitten der Pleistozänzeit in Mitteleuropa Verhältnisse geherrscht haben, die für diese Gewächse ungemein viel ungünstiger gewesen sein müssen, als die der auf ihre Neuausbreitung in der ersten heißen Periode folgenden für sie ungünstigen Zeiten. Wenn aber schon diese einen so bedeutenden Arealverlust herbeiführten, so müssen die Arten in jenen Zeiten vollständig aus Mitteleuropa verschwunden sein.

---

[1] Im Verlaufe dieser Vergletscherungsperiode sind offenbar zahlreiche Arten, die in der vorausgehenden Interglazialzeit im Alpengebiete weit verbreitet waren, vollständig aus Mitteleuropa verschwunden. Zu diesen Arten gehört auch *Rhododendron ponticum*, das in einem Abschnitte jener Interglazialzeit in den Alpen weit verbreitet gewesen zu sein scheint. (G. VON BECK nimmt freilich (a. a. O. S. 73), um das völlige Verschwinden von *Rhododendron ponticum* und der mit ihm zusammen in denselben Ablagerungen vorkommenden orientalischen Ahornarten nicht nur aus dem Alpengebiete, sondern auch aus den Gebirgen der Balkanhalbinsel zu erklären, an, daß diese Gewächse schon damals in den Alpen nur wenig verbreitet waren. Er unterschätzt eben — vgl S. 802, Anm. 3 — die Wirkung der auf jene Interglazialzeit folgenden Vergletscherungsperiode.) Wahrscheinlich entspricht dieser Abschnitt dem letzten Teile des ersten warmen Abschnittes meiner — zwischen die Periode des Bühlvorstosses und die erste kühle Periode (vgl. S. 802) fallenden — ersten heißen Periode. Etwas Bestimmtes läßt sich m. E. hierüber jedoch auf Grund der in der Höttinger Breccie und den gleichaltrigen Ablagerungen des Alpengebietes gefundenen Pflanzenreste nicht sagen; die Reste können m. E. auch aus einer klimatisch vollständig der Jetztzeit gleichenden Zeit stammen

[2] a. a. O. S. 313.

[3] Das gleiche gilt von den von V. BECK (a. a. O. S. 113 u. f.) aufgeführten Arten Niederösterreichs.

Bei anderen xerothermischen Elementen der Ostalpen, so z. B. bei den bei Peggau unweit von Graz in Steiermark vorkommenden *Moehringia Malyi*, *Alsine setacea*, *Thalictrum foetidum*, *Anemone stiriaca*, *Alyssum transsilvanicum* und *Geranium rotundifolium* scheint v. HAYEK die Annahme einer interglazialen Herkunft am wahrscheinlichsten[1]). Ich bin überzeugt, daß die Ansiedlung der Glieder dieser Gruppe in Steiermark in recht verschiedene Zeiten fällt[2]). *Alsine setacea* hat sich wahrscheinlich im trockensten Abschnitte der ersten heißen Periode, wo sie sicher weit in das nördlichere Mitteleuropa hinein vorgedrungen ist, angesiedelt; ihre Isolierung in Steiermark auf ihr heutiges beschränktes Wohngebiet ist sicher erst während meiner ersten kühlen Periode erfolgt[3]).

---

[1]) v. BECK hält die Existenz einer „xerothermischen“ Periode im „Postglazial“ für noch zweifelhaft und nirgends begründet (a. a. O. S. 122), die Hypothese des Bestandes einer solchen Periode allerdings für nicht unwahrscheinlich (a. a. O. S. 125). Ich bin überzeugt, daß wenn v. BECK nicht ausschließlich die Flora und Pflanzendecke der Ostalpen und der im Südosten angrenzenden Gebiete, sondern auch die des nördlich der Alpen gelegenen Teiles Europas untersucht hätte, er wohl nicht mehr daran zweifeln würde, daß Mitteleuropa nach der Zeit des Bühlvorstoßes periodisch heißere und trocknere Sommer und kältere und trocknere Winter, sowie wärmere Sommer und wärmere Winter hatte als gegenwärtig, und daß die wichtigsten dieser Perioden vor den Zeitabschnitt des Gschnitzstadiums — meine erste kühle Periode —, nicht zwischen diesen und den des Daunstadiums — meine zweite kühle Periode — fallen, er es begreiflich finden würde, daß sich die illyrischen Pflanzen heute im Alpengebiete nicht mehr ausbreiten, obwohl sie sich hier erst in der Postglazialzeit fest angesiedelt haben, und er wohl auch das Zusammenleben der illyrischen und der alpinen Pflanzen in den Ostalpen, vorzüglich dessen Beginn, anders als jetzt (a. a. O. S. 119—120) beurteilen würde.

---

[1]) a. a. O. S. 315.

[2]) Über die Ansiedlungszeit einiger dieser Arten läßt sich m. E. gegenwärtig überhaupt noch nichts sagen. Wahrscheinlich zerfallen sie — wie offenbar zahlreiche andere Arten — in mehrere verschieden angepaßte Individuengruppenreihen, die in verschiedenen Zeiten in die Ostalpen eingewandert sind und nach ihrer Einwanderung hier sehr verschiedene Geschicke gehabt haben.

[3]) In der dieser Periode vorausgehenden ersten heißen Periode hatten die Gletscher eine geringere Größe als gegenwärtig; vgl. hierzu z. B. SCHULZ, Die Wandlungen des Klimas, der Flora, der Fauna und der Bevölkerung der Alpen und ihrer Umgebung vom Beginne der letzten Eiszeit bis zur jüngeren Steinzeit, Zeitschrift f. Naturwissenschaften, 77. Bd. (1904), S. 41 u. f., und Ders., Das Schicksal der Alpen-Vergletscherung nach dem Höhepunkte der letzten Eiszeit, Centralblatt für Mineralogie, Geologie und Paläontologie 1904, S. 266 u. f., wo ich nachgewiesen habe, daß PENCKs Ansicht über das Schicksal der Alpenvergletscherung nach der Zeit des Bühlvorstosses der Alpengletscher nicht den Tatsachen entspricht.

Ich vermag V. BECK, der (a. a. O. S. 68) annimmt, daß eine mehr oder minder große Oscillation der Gletscherzungen, die schwankende Ausbreitung der firnbedeckten Höhen durch das Herab- und Hinaufrücken der Schneegrenze in den verschiedenen Stadien- und Übergangsperioden, insbesondere in der Postwürmzeit wohl die Besiedlungsverhältnisse der Hochgebirgspflanzen in der Nähe der Eis- und Firnmassen und die Lage der Baumgrenze nicht wesentlich aber jene des Vorlandes berührt habe, und vornehmlich von Bedeutung für die Ausbreitung der Hochgebirgsflora der Alpen gewesen sei, nicht beizustimmen. Die Vergrößerung der Gletscher und Firnmassen in den sog. Stadialzeiten hat mechanisch natürlich nur die Pflanzendecke des von jenen bedeckten Geländes beeinflußt. sie war aber die Folge einer Änderung des Klimas, die sich im ganzen nördlicheren Europa geltend machte, und trug zur weiteren gleichsinnigen Änderung des Klimas, hauptsächlich des der Alpen und des Nordens sowie des zwischen beiden liegenden Gebietes bei. Das gleiche war in den vorausgehenden großen Vergletscherungsperioden der Fall, deren Klima VON BECK und die meisten übrigen die Entwicklungsgeschichte der gegenwärtigen phanerogamen Flora und Pflanzendecke der Alpen behandelnden Forscher, die auch — wie V. BECK — die Lebensverhältnisse der Pflanzen wenig berücksichtigen, ebenfalls unrichtig beurteilen. Während des Höhepunktes der letzten von diesen Vergletscherungsperioden, der Würmeiszeit, muß das Klima des zwischen den Alpen und dem nordischen Inlandeise gelegenen Teiles des nördlicheren Europas so beschaffen gewesen sein, daß dieses Gebiet von den sog. arktisch-alpinen Gewächsen schrittweise und in kleineren Sprüngen durchwandert werden konnte. (Es ist recht wa die auch im nördlicheren Mitteleuropa den großen Arealverlust der *Alsine setacea* in ihrer klimatischen Anpassung gleichen oder ähnlichen Elemente herbeigeführt hat. Auch die Ansiedlung von *Philadelphus pallidus* in Steiermark (Weizklamm bei Graz) und Ober-Österreich (bei Steyr) fällt offenbar in die erste heiße Periode. V. HAYEK ist dagegen der Meinung, daß diese Art bei Steyr zwar nicht die „Haupteiszeit“ überdauert haben könne, daß jedoch die letzte Eiszeit keineswegs alle thermophilen Elemente aus der Umgebung von Steyr verdrängt haben muß, wir demnach die Reliktvorkommnisse bei Steyr — und ebenso die in der Weizklamm bei Graz, die auch die Haupteiszeit überdauert haben könnten — auch als interglaziale Reste ansehen können[1]). Wäre *Philadelphus pallidus* imstande gewesen, sich in diesen Gegenden während der Würmeiszeit, ja nur während der Periode des Bühlvorstoßes zu erhalten, so würde er gegenwärtig ohne Zweifel bedeutend weiter in den Ostalpen verbreitet sein.

93. E. Rübel: Überwinterungsstadien von Loiseleuria procumbens (L.) Desv.

(Mit Tafel XIV.)

(Eingegangen am 17. Dezember 1908.)

Mit einer pflanzengeographischen Monographie des Berninagebietes beschäftigt, habe ich auch die Überwinterungsstadien in den Kreis der Untersuchungen gezogen. Als vorläufige Mitteilung möchte ich hier den Befund bei der Alpenazalee *Loiseleuria procumbens* (L.) Desv. darlegen.

Kaum ist der Schnee Ende Mai und Juni um das Bernina-

---

scheinlich, daß während des Höhepunktes der Periode des Bühlvorstoßes der Alpengletscher in diesem Gebiete wieder ein solches Klima herrschte, daß sich diese Gewächse hier von neuem, wenn auch weniger weit als in der Würmeiszeit, ausbreiten konnten.) Hiernach läßt sich das damalige Klima des Alpengebietes und die damalige Flora und Pflanzendecke dieses Gebietes beurteilen. Vgl. hierzu auch SCHULZ, Diese Berichte. 25. Bd. (1907), S. 551.

[1]) a. a. O. S. 317—318.

hospiz (2309 m ü. M.) (Engadin), wo ich außer mehreren Sommern auch den Winter 1905—1906 zugebracht habe, geschmolzen, so bedeckt sich der Spalierrasen der Alpenazalee mit einer Unzahl Blüten, die als rote Sterne im dunklen Grün der Blätter einen wunderbaren Teppich bilden, eine der prachtvollsten Erscheinungen der an Pracht so reichen Alpenflora. Da der Juni aber nicht zur Reisezeit gehört, sind es immer nur wenige, die diesen Anblick genießen.

Blütenknospe.

Um im Frühling sofort mit dem Blühen beginnen zu können, trifft die Pflanze im Herbst schon die weitgehendsten Vorbereitungen. Noch bevor der Same ausgereift ist, sind für das folgende Jahr die neuen Knospen bereit[1]). Die Untersuchung geschah an Exemplaren, die teils am 20. September 1905 in der Nähe des Lago Nero auf dem Berninapaß bei 2220 m gesammelt wurden, teils am 15. März 1906 an schneefreier windgefegter Stelle beim Berninahospiz 2330 m (Figur 1), teils am Piz Minor im Heutal 2400 m am 5. September 1907 (Figuren 2 und 3). Sie ergab trotz der verschiedenen Zeiten und Standorte dasselbe, d. i. folgendes: Die Blütenknospen treten paarweise am Ende des Triebes auf. Sie stehen in der Achsel von schuppenförmigen, dunkel purpurrot gefärbten, dicken Deckblättern und sind von je zwei analogen Vorblättern eingeschlossen; doch ragen die Spitzen der Kelchblätter aus den umhüllenden Vorblättern ungeschützt heraus (siehe besonders Fig. 2, k). Zwischen den obersten Blüten ist das absterbende Ende des Triebes sichtbar (Fig. 1, T). Die Deckblätter des unteren Paares zeigen in verschiedenem Grade ausgebildete Übergänge zu Laubblättern (D_1 und D_2 in Fig. 2 und 3). Immer aber ist die Scheide stark ausgehöhlt und umschließt die Knospe am Grunde. Diese wenig geschützten Knospen befinden sich am Ende aufrechter kurzer Triebe in einer Ebene mit der Oberfläche des gesamten Spalierrasens. Unter Schnee sind sie gut geschützt, aber sie treten auch in gleicher Weise an „Schneeblößen“ auf, wo ich sie den ganzen Winter ohne Schneeschutz fand (Temperaturminimum — 24,5 ° C). Wenn auch hier hie und da einzelne Zweige zugrunde gehen, so halten doch die meisten die Winterkälte und Wintertrockenheit gut aus.

Die Hochblätter sind auf der inneren Seite behaart, wie die Blattscheiden der ausgebildeten Blätter. (Siehe unten.) Die Kelchblätter sind hellgrün gefärbt. Das unpaare Kelchblatt fand ich wie bei *Rhododendron* nach vorn gerichtet, das unpaare Kronblatt also nach hinten (siehe Fig. 4), wie es schon WYDLER konstatierte. WARMING gibt die umgekehrte Stellung an. Die 0,4—0,6 mm langen Kronblätter zeigen schon einen rosa Anflug; im Innern befinden sich die fünf purpurnen Staubblätter, in welchen man schon die Pollenmutterzellen getrennt vorfindet; der Fruchtknoten von weißlichgrüner Farbe ist meist dreifächerig, hie und da nur zweifächerig, und enthält schon die Samenanlagen.

---

[1]) Siehe auch Warming 1908, S. 15.

Während die Frucht von 1907 ihre Samen reift, bildet sich am selben Stock schon die Knospe, die Juni 1908 blühen soll und darin schon die Samenanlagen, deren Samen wahrscheinlich 1909 zu keimen bestimmt sind. Von den 4 Blüten einer Knospe bleiben die inneren häufig ein Jahr unentwickelt; hie und da geschieht dies auch im gleichen Paar, daß die eine allein schlafend bleibt, so daß der Blütenstand 3 Blüten zählt und eine Knospe, die das Jahr darauf allein blüht.

Laubknospe.

Jedes Zweigende schließt mit einer Knospe ohne Knospenschutz ab, welche zwischen dem obersten Laubblattpaar eingeschlossen ist und meist mit ihrem obersten Blatt etwas herausragt. (Figur 5.) Die nächst darunter liegenden Laubblätter enthalten meist ebenfalls noch Knospen, sowie auch die Blätter, welche die Blütenknospen umgeben. Es besteht also eine sehr große Produktion von Austriebsmöglichkeiten für das folgende Jahr.

Eine bestimmte Regelmäßigkeit in Ab- und Zunahme der Größe der Blätter eines Jahrestriebes läßt sich nicht konstatieren, ebenso ist eine Periodizität der Internodiallängen kaum nachzuweisen. Wohl haben wir Lang- und Kurztriebe, aber mit allen möglichen Übergängen. WARMING (1908, S. 14) fand an nordischen Exemplaren das erste Internodium der Äste erster Ordnung verlängert. An den alpinen Exemplaren ist dies öfter auch der Fall, aber ebensooft ist dieses Internodium kürzer oder gleich lang wie die folgenden.

Zu einer Ausbildung von Knospenschuppen kommt es nicht. Die Knospen sind geborgen in den zusammenschließenden, hohlen, scheidenartig verbreiterten Blattstielen der grün überwinternden Laubblätter (Figur 5). Dieser Blattstiel ist lederig und sehr dick, wie die mit der Camera gezeichneten Quer- und Längsschnitte (Figuren

6 a, b, c, d und 7) zeigen. An der Innenseite der Blattstiele befinden sich als weiterer Knospenschutz ein Haarwald und im unteren Teil Drüsen, auf die ich später noch zurückkomme. Diese Haare, die sich also auf der Oberseite des Blattes befinden, gehen nur so weit, als der Stiel reicht, an der Spreite sind keine mehr vorhanden. Figur 6 a, b, c, d sind fortlaufende Querschnitte durch ein Zweigende wie in Figur 5 angegeben. Bei d haben wir den Stengel allein, etwas höher bei c sind die Blattwurzeln geschnitten. Bei b sind die beiden Blätter getrennt, an ihren Innenseiten ist der Haarwald sichtbar und darin eingebettet die Axe der Endknospe und 2 kleinere seitliche Knospen. In a ist an den seitlichen Knospen die Teilung in 2 Blättchen sichtbar, an der Mittelknospe außer den sich bildenden Blättern die Achse. Aus dem Längsschnitt (Figur 7 in derselben Vergrößerung) ist die Lage der Mittel- und Seitenknospen zu ersehen.

Betrachten wir das Blatt näher, das der jungen Knospe in seinem Stiele Schutz gewährt. (S. Figur 8.) In dem Stiel befindet sich eine Höhlung und nur diese rinnenförmige Höhlung ist ausgekleidet mit langen dünnen Haaren (Dicke 5—7 μ). Diese Haare verschließen die Knospenhöhle. Ein weiterer Schutz der Knospe besteht in dem Sekret der Drüsen, die sich in dieser Höhlung finden. Blätter ohne Knospen zeigen diese Drüsen nicht und auch keine anderen Teile des Blattes als gerade die, wo die Knospe liegt. Figur 9 ist ein Quetschpräparat von der Basis eines Blattes. 17 Drüsen finden sich gehäuft da, wo die seitlichen und die mittlere Knospe liegen, etwas weiter oben, wo die Mittelknospe allein noch vorhanden ist, umgeben sie noch 6 entfernter verteilte Drüsen.

Die Drüse.

Die Drüsen (Figur 10) finden sich nur an knospendeckenden Blattstielen. Sie haben eine Länge von 100 – 140 μ und eine Dicke von 23 – 31 μ. Ein braunes Sekret ist am Ende unter der Cuticula sichtbar, welche als faltiger Sack das Sekret umgibt. Da ich in der Literatur nichts über diese Drüsen finden konnte, habe ich sie einem genaueren Studium unterworfen.

Die Cuticularnatur des faltigen Sackes ist durch die bekannten Reaktionen (H_2SO_4, H_2CrO_4, $ZnCl\,J$) leicht festzustellen. Beim Kochen in Kalilauge quillt die Drüse stark auf und ihr Kopf wird weggelöst. Über die Natur des Sekretes geben folgende Reaktionen Aufschluß: In Betracht kommen Harze und Schleime. 8tägige

Einwirkung von Alkohol, von Äther, von Chloroform vermögen die Drüse nicht zu verändern, also Schleim und nicht Harz. Alkannatinktur färbt die Drüse nicht, folglich enthält sie kein Harz; dasselbe beweist Rosanilinviolett, welches rotbleibende Färbung erzeugt, die nicht blau wird, wie es für Harz der Fall sein müßte.

Von den 3 Schleimarten (Cellulose-, Pectose- und Callose-Schleime) färbt Ruteniumrot bekanntlich die Pectose-Schleime, jedoch nicht die Cellulose und Callose. Das Sekret wurde in basischem Bad durch Ruteniumrot prachtvoll rot gefärbt, ist also ein Pectoseschleim. Dasselbe bewies die starkblaue Färbung mit Methylenblau. Ein Gemisch von Anilinblau und Bismarckbraun läßt eine Unterscheidung der Pectoseschleime von den Albuminstoffen zu, indem die Anwesenheit von letzteren durch violettschwarze Färbung sich kundtut. Die Drüsen bleiben braun, enthalten also nur Pectinstoffe.

Wir haben also in dem Sekret dieser knospenschützenden Drüsen einen Pectoseschleim vor uns.

Es liegt hier ein Fall vor von Schleimdrüsenzotten an Laubblättern; Niederblätter fehlen vollständig. Es würde dies mit Typus 7 von HANSTEIN (l. c. S. 779) übereinstimmen: 7. Die Laubblätter sind ohne Neben- und Niederblätter und tragen allein die Zotten. Darin unterscheidet sich *Loiseleuria* wesentlich von *Azalea*, die Nebenblätter mit starker Schleim- und Harzsekretion besitzt[1]).

Zusammenfassung.

Loiseleuria procumbens trifft im Herbst weitgehende Vorbereitungen für das nächstjährige Blühen:

In den Blütenknospen werden schon Kelchblätter, gefärbte Blütenblätter, Staubblätter mit Pollenmutterzellen, Fruchtknoten mit Ovularanlagen ausgebildet. In den Laubknospen sind schon 2—6 Blätter entwickelt.

Die Knospen halten den Alpenwinter nicht nur unter Schnee, sondern auch an schneefreien, windgefegten Stellen aus, bei — 24,5 ° C Minimum.

---

[1]) Dieses ganz differente Verhalten der Knospen bildet einen weiteren Unterschied zwischen *Loiseleuria* und *Azalea* resp. *Rhododendron*, der m. W. in der Literatur nicht beschrieben ist. Nach WYDLER haben noch nicht blühende Sprosse an der Grenze des vor- und diesjährigen Triebes ein Niederblattpaar eingeschaltet; ich konnte ein solches nirgends finden.

Der Knospenschutz ist relativ sehr gering. Die Blütenknospe ist frei sichtbar, nur durch dickfleischige Deck- und Vorblätter geschützt, die den ebenfalls dickfleischigen Kelch teilweise noch herausragen lassen.

Die Blattknospen liegen in den Höhlungen der Laubblattstiele, umgeben von Haaren und Drüsen.

Die Drüsen sondern einen Pectoseschleim aus.

Literatur.

Breitfeld, Anatomischer Bau der Blätter der Rhododendroiden. Engler bot. Jahrb. IX., 1888, S. 319—379.

Hanstein, Über die Organe der Harz- und Schleimabsonderung in den Laubknospen. Bot. Ztg. 1868, S. 697.

Tunmann, Über die Sekretdrüsen. Diss. Bern 1900.

Warming, The structure and biology of arctic flowering plants I. *Ericineae.* Meddelelser om Grönland. Vol. XXXVI. 1908.

Wydler, Kleinere Beiträge zur Kenntnis einheimischer Gewächse. — *Ericineen.* Flora 1860, S. 611.

Erklärung der Tafel XIV.

Figur 1—3: Blütenknospe L. Laubblätter, D_1 Deckblätter des zweitobersten Wirtels, bei 2 mit stark reduzierter Blattspreite, bei 3 weniger stark reduziert, D_2 Deckblätter des obersten Wirtels, V. Vorblätter, K. Kelchblätter. 1 leg. 15. III. 06, 2—3 leg. 5. IX. 07. 1—2 Vergrößerung 7fach. 3 11fach.

Figur 4: Schematischer Querschnitt durch die Knospengruppe.

Figur 5: Blattknospe mit Ende des Triebes. Vergrößerung 7fach.

Figur 6: Querschnitte durch die Blattknospe bei a, b, c, d in Figur 5. Vergrößerung 23fach.

Figur 7: Längsschnitt durch die Blattknospe. 1 Mittelknospe. 2 Seitenknospen. Vergrößerung 23fach.

Figur 8: Laubblatt. In der Höhlung des Stiels Haare und Drüsen. Vergrößerung 10fach.

Figur 9: Quetschpräparat des untersten Teiles eines knospentragenden Laubblattes. Haare und Drüsen. Vergrößerung 23fach.

Figur 10: Drüse und Haare aus der knospenschützenden Basis des Laubblattes. Vergrößerung 290fach.

94. B. Němec: Über die Natur des Bakterienprotoplasten.

(Eingegangen am 19. Dezember 1908.)

Über die Frage, ob Bakterien Kerne besitzen, wird eifrig gearbeitet. Es sei hier nur auf die Arbeiten von FEINBERG, SCHAUDINN, A. MEYER, A. FISCHER, KRUIS, VEJDOVSKY, MENCL, GUILLIERMOND u. a. hingewiesen. Man gebraucht meist die gewöhnlichen bakteriologischen oder cytologischen Methoden, die Resultate sind jedoch, wie bekannt, nicht eindeutig.

In mehreren Arbeiten suchte nun V. RUŽIČKA nachzuweisen, daß es ihm mit Hilfe einer mikrochemischen Methode gelungen sei, unzweideutig festzustellen, daß die Bakterienprotoplasten ausschließlich aus Kernsubstanz bestehen, daß sie nackte Kerne sind. Seine Methode besteht darin, daß er Bakterien mit gut verdauender Pepsinflüssigkeit behandelt und sodann untersucht, worin sich die Einwirkung der Verdauungsflüssigkeit äußert. Ich verweise z. B. auf seine Arbeit im Archiv für Hygiene (51, 1904) und führe hier noch seine Äußerung aus seiner Schrift „Struktur und Plasma“ (Wiesbaden, 1907, S. 626) wörtlich an.

„Bringt man Milzbrandbakterien in gut verdauenden künstlichen Magensaft und beobachtet man den Einfluß des letzteren auf die Strukturen der Bakterien, so findet man, daß es selbst durch sehr lange andauernde (in meinen Versuchen mehr als 50 Tage währende) Einwirkung des Magensaftes nicht gelingt, ihre Verdauung zu bewirken. — Aus dem Umstande, daß man bei Bakterien, welche einer derartigen Verdauung unterworfen worden sind, sämtliche Bestandteile ihrer Struktur wiederzufinden vermag, geht mit Klarheit hervor, daß die Milzbrandbakterien ausschließlich aus Kernsubstanzen bestehen.“

Diese Schlußfolgerung ist jedoch ganz unberechtigt und falsch. ZACHARIAS hat in mehreren Arbeiten bewiesen, daß in den Zellen höherer Pflanzen das Cytoplasma zum größten Teile — ebenso wie der Zellkern — aus Substanzen besteht, die im Magensaft nicht verdaut werden. Zudem hat dasselbe FRANK SCHWARZ gefunden, ja dieser Forscher sagt ausdrücklich (Beitr. z. Biol. d. Pfl. V, S. 180): „Ich glaube also, daß man nicht berechtigt ist, aus der Abnahme des Volumens auf die Anwesenheit eines verdaubaren Proteinstoffes im Cytoplasma zu schließen.“ Dies wirkt um so überraschender, als R. seine letzte Arbeit (Arch. f. Zellforschung. 1908, S. 587) mit den Worten anfängt: „FRANK SCHWARZ, von dem wir immer wieder ausgehen müssen“ usw.

Es ist klar, wenn sowohl der Kern als auch das Cytoplasma aus Substanzen bestehen, welche im Magensaft zum größten Teile nicht verdaubar sind, daß keineswegs der Schluß berechtigt ist, alles was im Magensaft nicht verdaubar ist, wäre Kernsubstanz. Die Unverdaubarkeit des Kerns ist eine seiner Eigenschaften — dieselbe kommt jedoch im gleichen Grade auch dem Cytoplasma zu —, sie ist jedoch nicht sein Kriterium. Als Kriterium könnte man die Unverdaubarkeit des Zellkernes nur dann bezeichnen, wenn sich derselbe dadurch vom Cytoplasma unterscheiden würde, was keineswegs der Fall ist.

Das ist wohl selbstverständlich; dennoch sagt R., nachdem er zugestanden hatte, daß ein unverdaubares Cytoplastin existiert, in seiner eben angeführten Arbeit (S. 603): „Das mikrochemische Hauptkriterium des Kerns bleibt somit nach wie vor: die Unverdaubarkeit durch Pepsinsalzsäure“. Dies ist eine ganz unberechtigte Schlußfolgerung. Er hätte sich mit der Behauptung begnügen sollen, daß sich der Kern vom Cytoplasma bloß durch die Gegenwart von im Magensafte unlöslichen Alloxurbasen als Spaltungsprodukte liefernden, basische Farbstoffe substantiv annehmenden Eiweißstoffen unterscheidet. Es wäre der Sache viel besser gedient, wenn er ruhig gestanden hätte, daß er sich früher im Irrtum befand, als er alle im Magensaft unverdaubaren Bestandteile des Protoplasten für Kernsubstanz erklärte, daß er sich jedoch jetzt des besseren belehrt hätte.

Daher ist auch unrichtig der letzte Absatz seiner Arbeit: „In mehreren Arbeiten habe ich die Ansicht verteidigt, daß die Bakterien sich wie Kernen analoge Gebilde verhalten. Es ist augenscheinlich, daß diese Schlußfolgerung von den oben entwickelten Ansichten über die Rolle und Bedeutung des Plastins in keiner Weise berührt wird.“ Das wäre nur dann richtig, wenn R. bewiesen hätte, daß der ganze Bakterienprotoplast aus Substanzen besteht, die der Kernsubstanz in den übrigen Eigenschaften gleichen. Oder er hätte — neben der Unverdaubarkeit im Pepsin — auch beweisen sollen, daß das Bakterienplasma keine Substanz enthält, welche dem Cytoplastin jener Zellen analog wäre, bei denen Kern und Cytoplasma gut zu unterscheiden sind. Da dies nicht der Fall ist, so erscheint der eben angeführte Ausspruch R.s unberechtigt und seine Behauptung, daß Bakterien nackte Kerne seien, unbewiesen. Es ist nicht unmöglich, daß einige Organismen keine typischen oder überhaupt keinen Kern besitzen, aber das wird man durch Anwendung der Pepsinmethode sicher nicht entscheiden. Denn auf Grund derselben könnte man ebensogut vermuten, daß z. B. die Bakterien ausschließlich aus Cytoplastin bestehen.

Ich habe mich schon vor mehreren Jahren (FÜNFSTÜCKs Beitr. z. wiss. Bot. Bd. IV, 1900) überzeugen können, daß die Angaben von ZACHARIAS und FR. SCHWARZ über die Unverdaubarkeit des größten Teiles der Cytoplasmasubstanz in Pepsin richtig sind. Da jedoch R. immer wieder den unverdaulichen Rest des Bakterienplasmas für Kernsubstanz schlechtweg erklärte, so habe ich neue Versuche angestellt. Es wurde entweder pulveriges Pepsin in Wasser aufgelöst und Salzsäure (2 p. M.) zugesetzt, oder aber ein flüssiges Pepsinpräparat von DR. GRÜBLER in Leipzig angewendet. Immer habe ich mich über die Wirksamkeit der Verdauungsflüssigkeit durch Zusatz von gekochtem Hühnereiweiß überzeugt.

Wurzelspitzen von *Vicia faba*, *Pisum sativum*, *Sinapis alba*, *Lilium candidum* usw. wurden entweder zunächst in Alkohol gelegt und dann in die Verdauungsflüssigkeit gebracht, oder in dieselbe direkt übertragen. Der plasmatische Zellinhalt schrumpft immer bedeutend, wie das schon frühere Forscher gesehen haben, aber weitere Veränderungen wurden an demselben nicht wahrgenommen. Der Kern schrumpft in gleichem Maße wie das Cytoplasma. Bei *Lilium candidum* wurden in mehreren Wurzelspitzen, die sich eine Stunde in 96 proz. Alkohol befanden und hierauf 24—48 Stunden dem Einfluß der Verdauungsflüssigkeit ausgesetzt wurden, auch die Teilungsfiguren eingehend untersucht. Die achromatischen Fasern der Teilungsfigur erschienen gut erhalten; ähnliche Erfahrungen haben mich in der oben zitierten Arbeit bewogen, die achromatischen Spindelfasern als Plastin zu bezeichnen. Auch ZACHARIAS gibt (diese Berichte, 1902) zu, daß sich Plastin in der achromatischen Spindel nachweisen läßt, allerdings neben demselben auch noch verdauliche Substanzen.

Weiter wurde der Einfluß der Verdauungsflüssigkeit auf ein Material untersucht, das durch heißes Wasser (96—98° C) getötet wurde. Die frischen Pflanzenteile wurden in das heiße Wasser auf 5—30 Sekunden gebracht, hierauf in Pepsinsalzsäure übertragen. Das Cytoplasma verhält sich in diesem Falle wie bei Objekten, welche durch Alkohol gehärtet wurden. Und es sei gleich hinzugefügt, auch Objekte, welche frisch in die Verdauungsflüssigkeit gelegt wurden, verhielten sich nicht prinzipiell abweichend. Über das Verhalten der Teilungsfiguren werde ich in einer speziellen Arbeit berichten.

Hinzufügen möchte ich noch, daß ich vor mehreren Jahren auch den Einfluß von Pepsinsalzsäure auf die Eier von Ascaris megalocephala untersucht habe. Das Material war mit Alkohol, Alkoholsublimat und Alkoholeisessig fixiert. Immer blieb vom Cytoplasma der größte Teil ungelöst zurück, ganz erhalten erschienen (nach 6—24 Stunden) die Chromosomen, Spindelfasern und Centriolen, ebenso wie ruhende Kerne.

Diese Erfahrungen beweisen zu genüge, daß in der Frage nach der Kernnatur irgendeiner plasmatischen Substanz ihr Verhalten gegenüber der Pepsinsalzsäure allein gar keinen näheren und entscheidenden Aufschluß geben kann. Über R.s andere Beweise der Kernnatur des Bakterienprotoplasten werde ich demnächst berichten.

Prag, pflanzenphysiol. Inst. d. böhm. Universität.

95. N. Wille: Zur Entwicklungsgeschichte der Gattung Oocystis.

(Mit Tafel XV.)

(Eingegangen am 21. Dezember 1908.)

Aus einem Süßwassertümpel an den Felsen bei der zoologischen Station Kristineberg in Bohuslän in Schweden hat (G. LAGERHEIM[1]) 1886 eine neue Art von *Oocystis*, die er *O. submarina* Lagerh. genannt hat, beschrieben und abgebildet. Später hat er davon auch getrocknete Exemplare ausgegeben[2]). Außer einiger Teilungsstadien ist bei dieser Art, sowie bei den übrigen *Oocystis*-Arten wenig über den inneren Bau oder die Entwicklungsgeschichte bekannt geworden. Ich kann hier eine kleine Lücke ausfüllen.

Oocystis submarina Lagerh. habe ich massenhaft und beinahe in Reinkultur in verschiedenen Wassertümpeln an den Felsen der kleinen Insel „Terneskjär“ bei Lyngör (nahe Arendal in Norwegen) im Monate Juli 1907 gefunden. Diese Wassertümpel liegen so hoch über dem Meere auf der von Phanerogamenflora bedeckten kleinen Insel, daß das Meereswasser nur bei sehr starkem Sturm und dann nur als Staubregen so hoch hinaufkommt; das Wasser war deshalb auch in den Tümpeln so süß, daß mit der Zunge gar kein salziger oder brachischer Geschmack zu bemerken war. Alle diese Schären werden von Möven und anderen Wasservögeln reichlich besucht und die Exkremente dieser Vögel fallen deshalb auch oft in die Wassertümpel, wodurch wahrscheinlich die außerordentlich reiche Algenvegetation in diesen Tümpeln verursacht wird.

---

[1]) G. LAGERHEIM, Algologiska bidrag (Botaniska Notiser. Lund 1886. S. 45, Fig. 1).

[2]) V. WITTROCK und O. NORDSTEDT, Algae aquae dulcis exsiccatae praecipue Scandinavicae. No. 726. Stockholmiae 1886.

Die einzelnen Zellen der *Oocystis submarina* Lagerh. sind oval oder elliptisch (Taf. XV, Fig, 1), von etwas wechselnder Gestalt, bald etwas breiter, bald etwas schmäler, bald mehr, bald weniger zugespitzt an den Enden, wo die verhältnismäßig dünne Membran, wie bei den meisten *Oocystis*-Arten, ein wenig verdickt ist.

Die Größe der Zellen geht aus den folgenden Maßangaben hervor:

Länge:	7	9	10	11	12	13	13	16	18	20
Breite:	3,5	3,5	4	6	6	7	8	7	9	9

Die gemessenen Individuen sind in der Weise gewählt worden, daß die verschiedenen Altersstufen repräsentiert werden sollen, die ersten also kurz nach, die letzten kurz vor der Teilung.

In den kleineren Zellen war nur ein Chromatophor mit einem Pyrenoid zu finden, in den größeren Zellen sind zwei Chromatophore, jedes mit einem Pyrenoide, vorhanden (Taf. XV, Fig. 1). Das Chromatophor ist eine gebogene, rundliche oder ovale Scheibe, die nicht um die ganze Zelle herumreicht, sondern an der einen Seite einen Teil frei läßt (Taf. XV, Fig. 2). Oft haben die Chromatophore eine ebene Kante, bisweilen aber wird diese uneben und in Lappen oder Spitzen ausgezogen, sogar eine beinahe sternähnliche Form kann vorkommen (Taf. XV, Fig. 1k); überhaupt war die Form der Chromatophore innerhalb gewisser Grenzen, wie aus den Abbildungen hervorgeht, eine sehr wechselnde.

Durch Fixierung der Zellen und nachherige Färbung mit Kernfärbungsmitteln, wie Safranin oder Karmin, war in jeder Zelle ein kleiner Zellkern mit einem zentralen Nucleolus leicht nachweisbar. In jungen Zellen mit nur einem Pyrenoid liegt der Zellkern neben dem Pyrenoid (Taf. XV, Fig. 3) in dem von dem Chromatophor offen gelassenen Raume. In älteren Zellen, die zwei Pyrenoide enthalten (Taf. XV, Fig. 4), liegt der Zellkern im farblosen

Protoplasma zwischen den beiden Pyrenoiden, nimmt also immer eine zentrale Stellung in der Zelle ein.

Diese Art hat also zuletzt sternförmig gelappte Chromatophore mit Pyrenoiden und wird deshalb zur Sectio *Oocystella* (Lemm.) Wille, die LEMMERMANN[3] als besondere Gattung betrachtet, gerechnet werden müssen.

Die Zellen finden sich nur selten vereinzelt, in der Regel sind 24 oder mehr von einer dünnen Membran umgeben; diese äußere Membran läßt im allgemeinen auch an zwei entgegengesetzten, polaren Stellen eine Membranverdickung erkennen (Taf. XV, Fig. 3, 4). Dies hängt mit der Teilung zusammen. Bei der Teilung können nämlich in der Mutterzelle 2, 4 oder 8 Tochterzellen entstehen (Taf. XV, Fig. 5, 6), ja in einem Falle habe ich sogar so viele Tochterzellen gesehen, daß ich glaube, 16 annehmen zu dürfen (Taf. XV, Fig. 7).

In alten Kulturen, die unter etwas abnormen Verhältnissen leben, konnte man bisweilen Zellen finden, die eine Einschnürung in der Mitte zeigen (Taf. XV, Fig. 8) und deshalb vielleicht als eine gewöhnliche Querteilung gedeutet werden könnten; ich nehme dies jedoch nicht an. Solche Individuen waren immer von einer äußeren an zwei polaren Stellen verdickten Membran umgeben; es liegt deshalb nahe, dies als einen Versuch der Zweiteilung aufzufassen, wo die Tochterindividuen sich nicht vollständig getrennt haben und deshalb von einer gemeinsamen Membran umgeben worden sind. Das in Taf. XV, Fig. 8 abgebildete Individuum ist also als eine unvollständig abgeschlossene, angefangene Teilung aufzufassen und entspricht demnach einem Stadium, wie es in Taf. XV, Fig. 9 abgebildet ist, wo jedes der beiden Tochterindividuen sich mit einer Membran umgeben hat.

In gewissen, aber sehr seltenen Fällen kann auch eine normale *Oocystis*-Zelle von einer äußeren, weit abstehenden Membran umgeben sein; in diesem Falle scheint eine Zellverjüngung eingetreten zu sein, indem der Inhalt der Zelle eine neue Membran gebildet und die alte sich in ähnlicher Weise erweitert hat, wie sonst gewöhnlich nach der Teilung.

Bei der Teilung löst sich der Protoplast von seiner Zellwand und diese dehnt sich dann mehr und mehr, bis zu einer ganz bedeutenden Größe (Taf. XV, Fig. 5). Die Teilung muß durch freie Zellteilung vor sich gehen, indem die Zellkerne sich zuerst in eine Anzahl von Zellkernen zu teilen scheinen und indem sich dann die Tochterzellen mit einem Male ausbilden und in den verschiedensten Stellungen innerhalb der erweiterten Membran der Mutterzelle liegen (Taf. XV, Fig. 5, 6, 7, 10—12). Die Tochterindividuen können entweder ordnungslos liegen, oder wenn 4 vorhanden sind, liegen sie meistens 2 und 2 parallel, aber die Paare in gekreuzten Ebenen (Taf. XV, Fig. 12, wo 2 Tochterzellen von der Fläche, 2 von dem Ende gesehen werden). Es kann auch der Fall eintreten, daß alle vier Tochterzellen parallel (Taf. XV, Fig. 10, wo die 4 Tochterzellen von den Enden gesehen werden), oder in einer Ebene in einem Kreis (Taf. XV, Fig. 11) oder ganz ordnungslos (Taf. XV, Fig. 6, 7) liegen.

---

[3] E. LEMMERMANN, Das Plankton schwedischer Gewässer. (Arkiv för Botanik, Bd. 2. Stockholm 1904. S. 104

Dies alles stimmt gut mit der Auffassung überein, daß die Tochterzellen der *Oocystis*-Arten als reduzierte Zoosporen anzusehen sind, indem die freie Zellbildung, die unbestimmte Stellung innerhalb der Membran der Mutterzelle mit den Verhältnissen bei der Zoosporenbildung übereinstimmen. Statt Cilien zu entwickeln und von der Membran der Mutterzelle sich zu entfernen, umgeben sie sich sofort mit einer Membran und werden erst nach der Auflösung der Mutterzellmembran frei. Bei *Oocystis submarina* Lagerh. tritt aber meistens die Auflösung der ursprünglichen Mutterzellmembran erst nach wiederholten Teilungsgenerationen ein.

Das Alter der Zellen bei der Teilung scheint sehr verschieden zu sein; bisweilen findet man sehr große und alte Zellen, die sich nicht geteilt haben, bisweilen haben aber ganz junge Zellen (Taf. XV, Fig. 6, 13) sich schon geteilt. Es darf doch wohl als sicher angesehen werden, daß die Zellen, wenn sie 2 Chromatophore und 2 Pyrenoide besitzen, ihre volle Entwicklung erreicht haben und sich dann für die Teilung vorbereiten können. Die Teilung tritt aber nicht zur selben Zeit ein, nicht einmal bei Schwesterzellen (Taf. XV, Fig. 14—18) und deshalb können bisweilen Familien mit einer ungeraden Zahl der Zellen, wie 5, 7 usw., auftreten.

Wie schon früher erwähnt, können die Mutterzellmembranen lange nach der Teilung erhalten bleiben, ohne aufgelöst zu werden; bis 3 Generationen von Tochterzellen kann man oft in der Weise vereinigt sehen (Taf. XV, Fig. 15—18), indem jede Generation von ihrer speziellen Membran umgeben ist; mehr als 3 Generationen habe ich jedoch niemals zusammenliegend gesehen, die Mutterzellmembranen werden also doch zuletzt aufgelöst werden. Es zeigt sich bisweilen, daß die Membran der Mutterzelle bei der Teilung ganz unregelmäßig erweitert wird (Taf. XV, Fig. 18); die Familien können dann erheblich von der gewöhnlichen ellipsoidischen Form abweichen, und ein dreieckiges, muldenförmiges oder sogar halbmondähnliches Aussehen annehmen.

Bei der Färbung mit Saffranin zeigt es sich, daß sowohl einzelne Zellen (Taf. XV, Fig. 19), wie aus mehreren Generationen bestehende Familien (Taf. XV, Fig. 20, 21) außerhalb der sichtbaren Zellmembran eine Schicht aufweisen, die sich mit Saffranin bräunlich färbt und also wohl aus Gallerte bestehen muß. Bei genauer Beobachtung zeigt es sich, daß die bräunliche Färbung in der Nähe der Zellmembran dunkler wird und von sehr feinen radialen Streifen durchsetzt wird; es ist deshalb wohl anzunehmen, daß diese Gallerte ein Ausscheidungsprodukt der Zellen darstellt und nicht ein Umbildungsprodukt der Zellwand. Es zeigt sich, daß diese Gallertbildung erst bei älteren Zellen auftritt, nachdem sie 2 Chromatophore und Pyrenoide erhalten haben. Obschon ich hunderte von jungen Zellen durchmustert habe, wurde doch niemals die erwähnte Saffraninfärbung beobachtet, wenn die Zellen nur ein Chromatophor besaßen. Es scheint sicher zu sein, daß die Gallertbildung (Taf. XV, Fig. 21) eine Rolle spielt, um die Mutterzellmembran zur Ausdehnung zu bringen. Von den Tochterzellen wird ja immer mehr und mehr Gallerte hervorgepreßt und die Mutterzellmembranen müssen dann wegen des mechanischen Druckes der Gallertmassen allmählich nachgeben und sich dehnen. Es scheint mir viel wahrscheinlicher, eine solche mechanische Dehnung der Mutterzellmembranen anzunehmen, als ein nachträgliches Wachstum der Membranen, nachdem diese die Verbindung mit dem lebenden Protoplasma aufgegeben haben, indem die Tochterzellmembranen sich ausgebildet haben.

Nach einigen Tagen bemerkte ich zwischen den *Oocystis*-Zellen auch das Auftreten großer Mengen von flachen, dreieckigen Zellen, die zur Gattung *Tetraëdron* gestellt werden mußten. Zuerst glaubte ich ein gewöhnliches Vorkommen von zwei gemischten Arten vor mir zu haben; ich fand aber bald, daß die Anzahl der *Tetraëdron*-Zellen sich in auffälliger Weise vermehrte, ohne daß irgend eine Teilung oder andere Vermehrungsweise zu entdecken gewesen wäre. Ich bin dann auf den Gedanken gekommen, daß die *Tetraëdron*-Zellen aus den *Oocystis*-Zellen vielleicht entstehen können, und nach einigen Tagen genauer Beobachtungen ist es mir auch gelungen, diese Annahme zur vollen Evidenz zu beweisen.

Diese erwähnte *Tetraëdron*-Art zeigt, von der Fläche gesehen, dreieckige Zellen mit abgerundeten Ecken, ohne Stacheln und mit schwach eingekrümmten Seiten (Taf. XV, Fig. 31, 33, 34). Von der Kante gesehen zeigen die Zellen einen ovalen Umriß (Taf. XV, Fig. 35); die Zellen bilden also flache, dreieckige Scheiben. Die Membran ist verhältnismäßig dünn und dicht mit ganz kurzen, kleinen Zähnen besetzt (Taf. XV, Fig. 33—35). In dem Zellinhalt sind zwei scheibenförmige, gelappte Chromatophore, die je ein Pyrenoid enthalten, zu beobachten. Der Durchmesser der Zellen von der Fläche gesehen variiert von 9—12 μ. Von den beschriebenen *Tetraëdron*-Arten scheint diese Form *Tetraëdron muticum* (A. Br.) Hansg. am nächsten zu stehen. Bei dieser Art wird jedoch nicht angegeben, daß die Membran punktiert sei, und ich wage diese Arten deshalb nicht sicher zu identifieren, um so weniger, weil *Tetraëdron muticum* (A. Br.) Hansg. im Binnenlande in Deutschland (Neudamm, Dresden), *Oocystis submarina* Lagerh. aber nur an der Meeresküste gefunden worden ist.

Diese *Tetraëdron*-Zellen sind aber als Ruhezellen von *Oocystis submarina* Lagerh. aufzufassen. Sie entwickeln sich in folgender Weise. Bei vereinzelt liegenden, einzelligen, älteren Individuen, wo die alte Mutterzellmembran deutlich ausgedehnt war, aber immer noch die Verdickungen an den Polen zeigte (Taf. XV, Fig. 22, 23), findet sich oft eine kugelige Zelle. Man muß natürlich aufpassen, daß man nicht diese runde Zelle mit einzelligen Individuen, die aufrecht stehen und deshalb einen runden Querschnitt zeigen (Taf. XV, Fig. 10), verwechselt; durch Rollen der Zellen unter dem Deckglase wird man jedoch diese Fälle leicht unterscheiden können. Bei genauer Beobachtung zeigt sich noch ein zweites und ganz sicheres Unterscheidungsmerkmal. Neben den kugeligen Zellen, die als Anfang der Ruhezellbildung aufzufassen sind, liegt immer eine entleerte dünne Membran innerhalb der Mutterzellmembran (Taf. XV, Fig. 22, 23). Daraus geht deutlich hervor, daß die kugelige Zelle durch Zellverjüngung aus einer *Oocystis*-Zelle entstanden ist, indem der abgerundete Zellinhalt, von einer neuen Membram umgeben, aus der früheren Zellmembran herausgeschlüpft ist. Der Inhalt dieser neuen kugeligen Zelle ist ziemlich unverändert; es sind 2 plattenförmige, mehr oder weniger, bisweilen sogar sternförmig gelappte Chromatophore (Taf. XV, Fig. 23, wo nur ein Chromatophor zu sehen ist) und in jedem Chromatophor tritt ein Pyrenoid auf.

Diese kugeligen Zellen strecken sich dann in einer Richtung und werden etwa oval (Taf. XV, Fig. 24, 25), nachher dehnen sie sich an der einen Seite und nehmen, von oben gesehen, eine dreieckige Form an (Taf. XV, Fig. 26, 27), während die von der Kante gesehenen Individuen elliptisch erscheinen (Taf. XV, Fig. 28). In dieser Weise entsteht also eine junge *Tetraëdron*-Zelle aus der ursprünglich kugeligen Zelle (Taf. XV, Fig. 29, 30). Daß dies so zugeht wird dadurch bewiesen, daß die *Tetraëdron*-Zelle innerhalb einer alten aufgequollenen *Oocystis*-Membran, die noch Verdickungen an beiden Polen zeigt, zu finden ist. Bisweilen, aber sehr selten, findet man auch die *Tetraëdron*-Zelle von einer doppelten Mutterzellmembran umgeben (Taf. XV, Fig. 30), welche, wie ich früher erwähnt habe, ganz ausnahmsweise auch bei den *Oocystis*-Zellen auftreten kann.

Die junge *Tetraëdron*-Zelle fängt jetzt an, ihre Membran zu verdicken, und gleichzeitig fangen die Zähne auf der Außenseite an, sich auszubilden; zuerst sind sie jedoch so klein und fein, daß sie nur als eine schwache Punktierung hervortreten (Taf. XV, Fig. 31—35).

Die *Tetraëdron*-Zellen sind, wie erwähnt, im ausgebildeten Zustand von der Fläche gesehen dreieckig, von der Kante gesehen oval oder elliptisch (Taf. XV, Fig. 35). Die zwei Chromatophore können verschiedene Stellungen einnehmen: sie können je eine Ecke aufsuchen (Taf. XV, Fig. 32), der eine liegt in der Ecke, der andere an der Seite (Taf. XV, Fig. 31), oder beide können sich der flachen Seite der *Tetraëdron*-Zelle anlegen (Taf. XV, Fig. 28) und sie nehmen dann oft eine solche Stellung ein, daß sie einander beinahe decken (Taf. XV, Fig. 33), wenn die Zelle von der flachen Seite betrachtet wird.

Bei den *Tetraëdron*-Zellen wurde niemals durch Färbung mit Safranin eine Gallertabgabe nachgewiesen, wie früher für die *Oocystis*-Zellen erwähnt wurde. Das Vermögen, Gallerte abzugeben, scheint mit der Abwerfung der *Oocystis*-Membran aufzuhören; dies stimmt ja gut mit der Funktion des *Tetraëdron*-Stadiums als Ruhestadium überein; es wird dann eine so dichte Membran angelegt, daß sich keine Poren mehr für das Durchtreten der Gallerte finden.

Daß die *Tetraëdron*-Zellen wirklich aus den *Oocystis*-Zellen entstehen, wurde weiter durch solche Bilder wie Taf. XV, Fig. 1 bekräftigt; eine einzelne Zelle in einer *Oocystis*-Familie fängt hier an zu einem eckigen Gebilde auszuwachsen. Vielleicht werden einige dies nicht als bewiesen ansehen, weil das ganze Verhältnis hier etwas abnorm erscheint, aber nach Bildern wie Taf. XV, Fig. 3 kann wohl niemand mehr im Zweifel sein. In einer zweizelligen *Oocystis*-Familie ist eine Zelle abgestorben und hat die Form der *Oocystis*-Zelle beibehalten, die andere hat sich aber zu einer typischen *Tetraëdron*-Zelle ausgebildet (in der Abbildung liegt die *Tetraëdron*-Zelle etwas schief).

Es ist sonst die Regel, daß die *Tetraëdron*-Zellen nur v einzeln liegenden *Oocystis*-Zellen, die eine alte abstehende Mutterzellmembran besitzen, entstehen: wenn nur eine Zelle in einer mehrzelligen Familie am Leben bleibt, kann diese eine lebende Zelle sich zur *Tetraëdron*-Zelle entwickeln; ich habe aber niemals zwei oder mehrere *Tetraëdron*-Zellen in einer *Oocystis*-Familie gesehen.

Es steht noch aus nachzuweisen, wie die *Tetraëdron*-Zellen keimen, oder mit anderen Worten, wie man von *Tetraëdron* wieder zu *Oocystis submarina* Lagerh. hinüber kommen kann. In den Monaten Juli und August 1907, als ich diese Algen an Ort und Stelle untersuchte, war keine Keimung zu beobachten, ich habe deshalb kleine Flaschen mit dem algenhaltigen Wasser nach Christiania mitgenommen, wo sie bei gewöhnlicher Zimmertemperatur in meiner Wohnung monatelang gehalten wurden.

Im Laufe des Winters war keine Veränderung zu beobachten. Die *Oocystis*-Zellen teilten sich zwar, aber sehr langsam und die *Tetraëdron*-Zellen lagen unverändert. Unter beiden Formen herrschte eine große Sterblichkeit, wahrscheinlich infolge der sehr abnormen Lebensverhältnisse.

Erst im Monat April 1908 wurde eine Weiterentwicklung der *Tetraëdron*-Zellen beobachtet. Ich konnte jetzt zahlreiche *Tetraëdron*-Zellen beobachten, wo sich beide Chromatophore und Pyrenoide geteilt hatten, es waren also in der *Tetraëdron*-Zelle 4 Chromatophore und 4 Pyrenoide zu finden (Taf. XV, Fig. 37). Man hätte vermuten können, daß sich neue *Tetraëdron*-Zellen entwickeln würden, dies war aber nicht der Fall; im Gegenteil, die Tochterzellen der *Tetraëdron*-Zellen treten als *Oocystis*-Zellen hervor. Es entstehen aus jeder *Tetraëdron*-Zelle 2 (Taf. XV, Fig. 38, 39) oder 4 (Taf. XV, Fig. 42, 43) kleine *Oocystis*-Zellen.

Nachdem die Tochterzellen herausgeschlüpft sind, besitzen sie zunächst eine sehr dünne Membran (Taf. XV, Fig. 39, 40) und zeigen auch bisweilen eine abweichende Gestalt, indem sie gelegentlich beinahe dreieckig aussehen können (Taf. XV, Fig. 41). Dies erklärt vielleicht einige frühere Angaben, daß bei der Teilung der *Tetraëdron*-Zellen wieder *Tetraëdron*-Zellen entstehen sollen; die jungen Teilungszellen sind aber niemals bis zur vollen Entwicklung verfolgt worden.

Meistens reißt die *Tetraëdron*-Zelle an der einen Ecke auf (Taf. XV, Fig. 38, 40—43), und die Tochterzellen werden frei. Bisweilen kann es aber auch vorkommen, daß die Membran der *Tetraëdron*-Zelle nicht aufreißt (Taf. XV, Fig. 39) und die junge *Oocystis*-

Zellen liegen dann von der aufgequollenen *Tetraëdron*-Haut so lange umgeben, bis sie zuletzt verschleimt.

Man könnte vielleicht glauben, daß die keimenden *Tetraëdron*-Zellen mit *Oocystis*-Zellen in einem Teilungsstadium verwechselt werden könnten; dies ist aber leicht zu vermeiden. Zunächst ist die Membran der *Tetraëdron*-Zellen dicker und die Form der Zellen eckig; um ganz sicher zu sein, muß man jedoch nur nachsehen, ob die Membran an der Außenseite punktiert oder glatt hervortritt; die punktierten Membranen gehören den *Tetraëdron*-Zellen, die glatten den *Oocystis*-Zellen an.

Als ich im Herbste 1908 dieselben Gläser untersuchte, war keine einzige *Tetraëdron*-Zelle zu finden, aber unzählige *Oocystis*-Zellen in Teilung; sämtliche lebende *Tetraëdron*-Zellen waren also in der Zwischenzeit ausgekeimt und hatten eine neue Generation von *Oocystis*-Zellen geliefert.

Es kann also kein Zweifel obwalten, daß *Oocystis submarina* Lagerh. unter gewissen Umständen ein Ruhestadium, das mit *Tetraëdron muticum* (A. Br.) Hansg. große Übereinstimmung zeigt, bilden kann und daß durch die Keimung dieses Ruhestadiums wieder *Oocystis*-Zellen entstehen.

Die Ausbildung des *Tetraëdron*-Stadiums scheint mit gewissen äußeren Verhältnissen zusammenzuhängen. Bei Lyngör war *Oocystis submarina* Lagerh. in vielen Tümpeln zu finden: das *Tetraëdron*-Stadium trat aber nur in ganz wenigen von diesen auf; in den anderen teilten die *Oocystis*-Zellen sich immer und immer ohne ein Ruhestadium zu bilden.

Im Monat Juli 1908 habe ich auch *Oocystis submarina* Lagerh. massenweise in kleinen Süßwassertümpeln an den Strandfelsen bei Valdersund ca. 50 km nördlich der Mündung des Drontheimsfjord gefunden. Die Alge kam dort mit *Haematococcus Droebakensis* Wollenw. zusammen vor. Die Größe der Zellen verhält sich in folgender Weise in μ angegeben:

Länge	8	9	9	10	10	10	11	11	12
Breite	4	5	6	4	5	6	5	6	6

Obschon ich diese Algen bis Weihnachten in einer Flasche aufbewahrt habe, sind doch nur *Oocystis*-Teilungen zu finden gewesen, kein einziges Individuum ist zum *Tetraëdron*-Stadium übergegangen. Vielleicht hängt dies mit der Austrocknung der Tümpel zusammen. Bei Lyngör habe ich beobachtet, daß das *Tetraëdron*-Stadium in den seichtesten Tümpeln, die am leichtesten austrocknen, auftritt, dagegen nicht in den tieferen Tümpeln, die im ganzen

Sommer das Wasser behalten. Im feuchten Klima bei Valdersund werden die Tümpel, wo ich *Oocystis submarina* Lagerh. gefunden habe, kaum in den Sommermonaten austrocknen. Die Bildung des *Tetraëdron*-Stadiums wird also vielleicht durch eine Konzentration der Salze in den Wassertümpeln, wo die Algen wachsen, hervorgerufen.

Das Schicksal der Gattung *Tetraëdron* Kütz. (*Polyedrium* Nägl.) ist ein recht unglückliches gewesen. Zuerst hat PRINGSHEIM nachgewiesen, daß eine großstachelige Form nur Ruhestadien von *Hydrodictyon* darstellt, nachher hat ASKENASY nachgewiesen, daß andere, aber etwas ähnliche Formen Ruhestadien von *Pediastrum*-Arten darstellen. Jetzt habe ich also nachweisen können, daß eine flache, dreieckige Art Ruhestadium von einer *Oocystis*-Art darstelle: wie es mit den übrigen *Tetraëdron*-Arten sich verhält, läßt sich zurzeit nicht sicher sagen; entwicklungsgeschichtliche Untersuchungen fehlen ja; es ist aber wohl nicht daran zu zweifeln, daß auch andere Arten, vielleicht die ganze Gattung, sich als Ruhestadien von verschiedenen anderen Algen entpuppen werden.

Erklärung der Tafel XV.

Fig. 1—43 *Oocystis submarina* Lagerh., Fig. 1—4 955 : 1, Fig. 5—36 570 : 1 und Fig. 37—43 sind 610 : 1 vergrößert.

Fig. 1 a—f, k junge Individuen: g—j vollständig ausgebildete Individuen, sämtliche von der Seite gesehen.

Fig. 2. Eine Zelle von dem Ende gesehen, um das einseitige Chromatophor zu zeigen.

Fig. 3 a, b junge fixierte Zellen mit Saffranin gefärbt: 1 Pyrenoid und 1 Zellkern zeigend.

Fig. 4 a—d. Ältere fixierte Individuen mit Saffranin gefärbt: 2 Pyrenoide und einen zentralen Zellkern zeigend.

Fig. 5. Eine junge Familie aus 2 Tochterzellen bestehend.

Fig. 6. Eine junge Familie aus 4 Tochterzellen bestehend.

Fig. 7. Eine junge Familie aus 16 Tochterzellen bestehend.

Fig. 8. Eine abnorme Zelle wahrscheinlich durch eine unvollständige Teilung entstanden.

Fig. 9. Eine ganz junge Familie aus 2 Tochterzellen bestehend.

Fig. 10. Eine Familie von 4 Tochterzellen, die von dem Ende gesehen werden.

Fig. 11. Eine Familie von 4 Tochterzellen, die in einer Ebene liegen.

Fig. 12. Eine Familie von 5 Tochterzellen, zwei werden von der Seite, zwei von dem Ende gesehen, also gekreuzte Paare.

Fig. 13. 5 ganz junge Familien, die ursprüngliche Mutterzellmembran ist aufgelöst.

Fig. 14. Eine Familie von 2 ursprünglichen Tochterzellen, die eine ist noch ungeteilt, die andere hat sich in 4 Tochterzellen, die eine Tochterfamilie bilden, geteilt.

Fig. 15. Die Familie zeigt eine 4zellige Tochterfamilie und 3 einzelne Zellen wovon die eine abnorm polygonal ausgebildet ist.

Fig. 16. Eine Familie von 4 Zellen, wovon zwei wieder je 4zellige Tochterfamilien gebildet haben.

Fig. 17. Eine Familie mit 3 unregelmäßigen, 4zelligen Tochterfamilien.

Fig. 19. Eine Zelle mit Saffranin gefärbt, um die Gallerthülle zu zeigen.

Fig. 20. Eine 2zellige Familie mit Saffranin gefärbt, um die Gallerthüllen zu zeigen.

Fig. 21. Eine 4zellige Familie mit Saffranin gefärbt, um die radial gestreiften Gallerthüllen zu zeigen.

Fig. 22, 23. Einzellige *Oocystis*-Individuen, wo der Inhalt eine kugelige Zelle durch Zellverjüngung gebildet hat, welche aus der Membran der Mutterzelle geschlüpft ist.

Fig. 24, 25. Die kugelige Zelle verlängert sich und wird oval.

Fig. 26, 27. Die ovale Zelle wird dreieckig und entwickelt sich zu einer *Tetraëdron*-Zelle.

Fig. 28. Dieselbe Zelle von der Seite gesehen.

Fig. 29, Eine *Tetraëdron*-Zelle von zwei ineinander geschachtelten *Oocystis*-Mutterzellmembranen umgeben.

Fig. 30—34. *Tetraëdron*-Zellen in einer *Oocystis*-Mutterzellhaut mit der abgestreiften *Oocystis*-Tochterzellhaut.

Fig. 35. Eine vollkommen entwickelte *Tetraëdron*-Zelle von der Seite gesehen.

Fig. 36. Eine ursprüngliche *Oocystis* - Mutterzelle mit einer abgestorbenen *Oocystis*-Tochterzelle und einer lebenden *Tetraëdron*-Zelle.

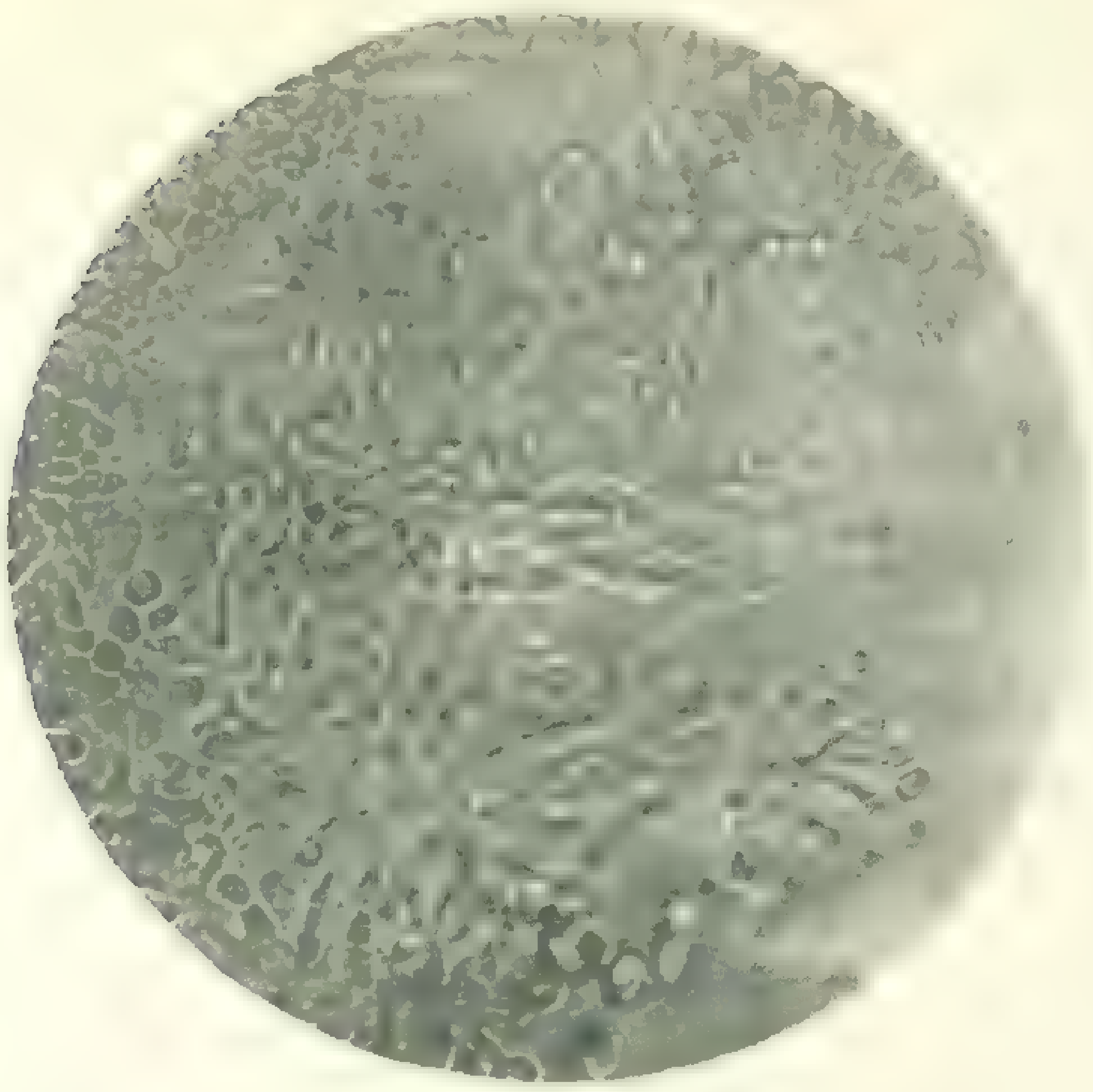
Fig. 37. Der Anfang der Keimung der *Tetraëdron*-Zellen.

Fig. 38. In der keimenden *Tetraëdron*-Zelle sind 2 *Oocystis*-Zellen gebildet worden.

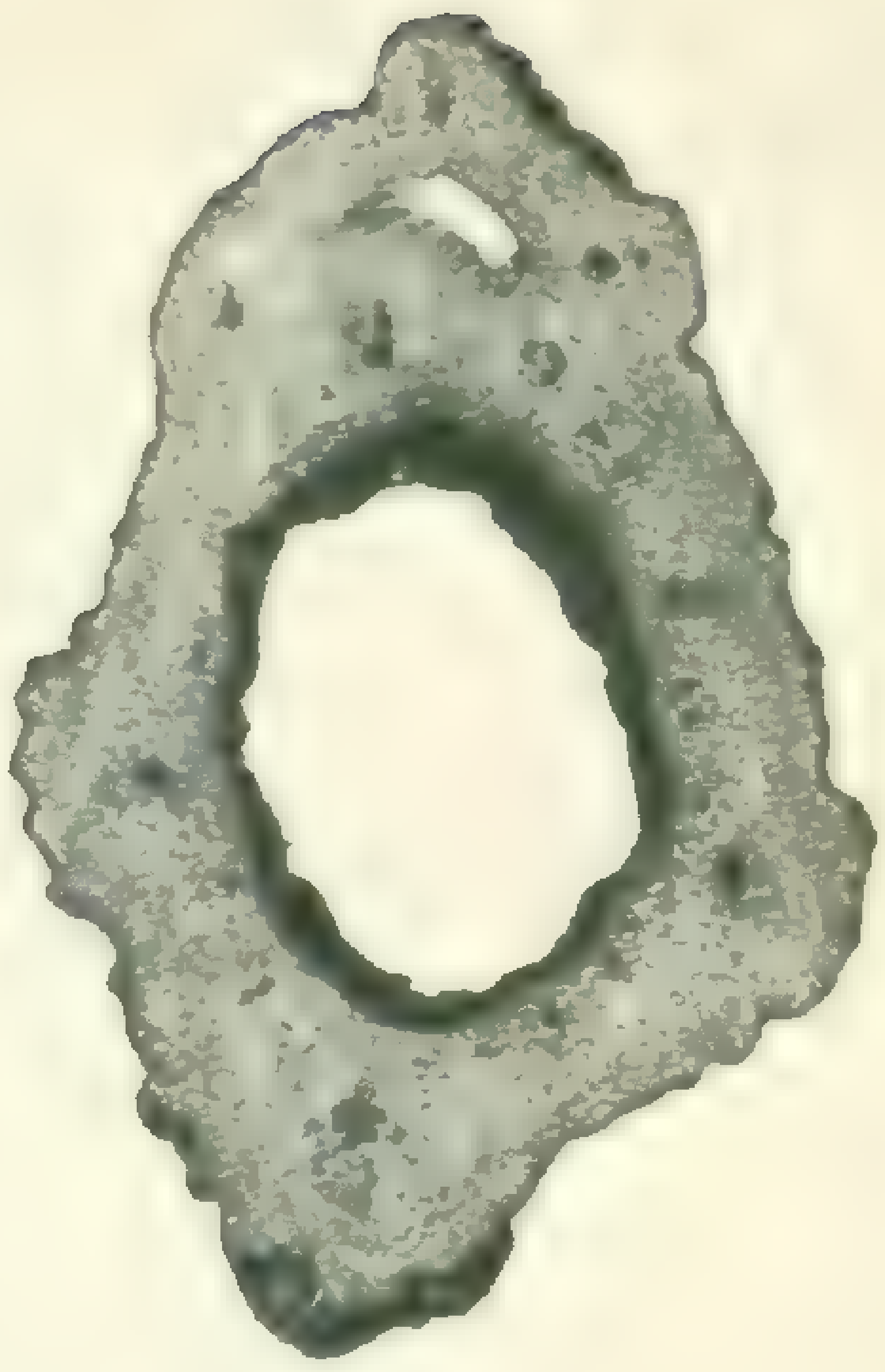
Fig. 30. In einer nicht geöffneten aber erweiterten und verdickten *Tetraëdron*-Zelle liegen 2 *Oocystis*-Zellen.

Fig. 40, 41. Keimende *Tetraëdron*-Zellen, in welchen die *Oocystis*-Zelle zurückliegt; in Fig. 41 ist die junge *Oocystis*-Zelle dreieckig, beinahe wie die *Tetraëdron*-Mutterzelle.

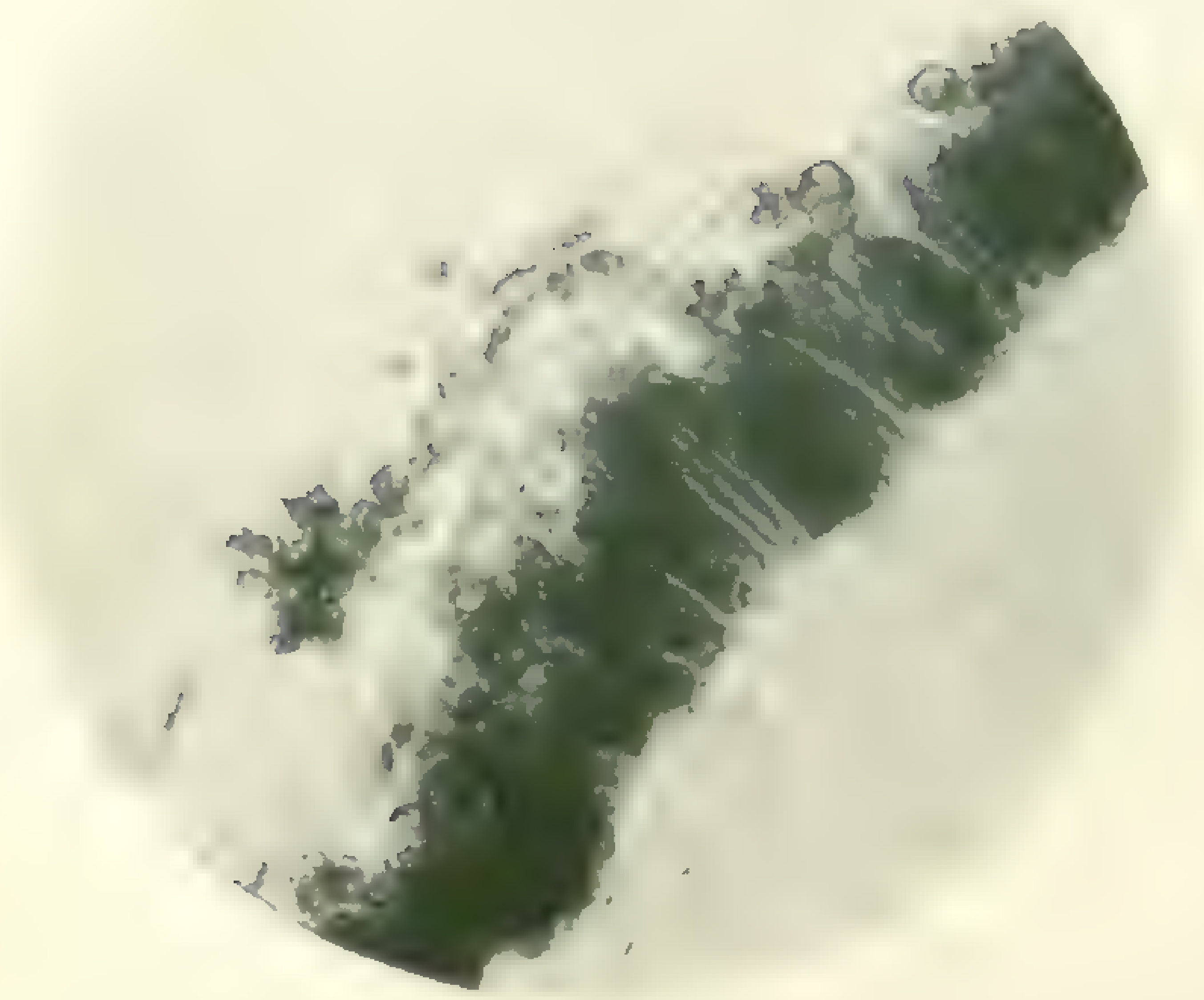
Fig. 42, 43. *Tetraëdron*-Zellen, die 4 *Oocystis*-Zellen bilden.



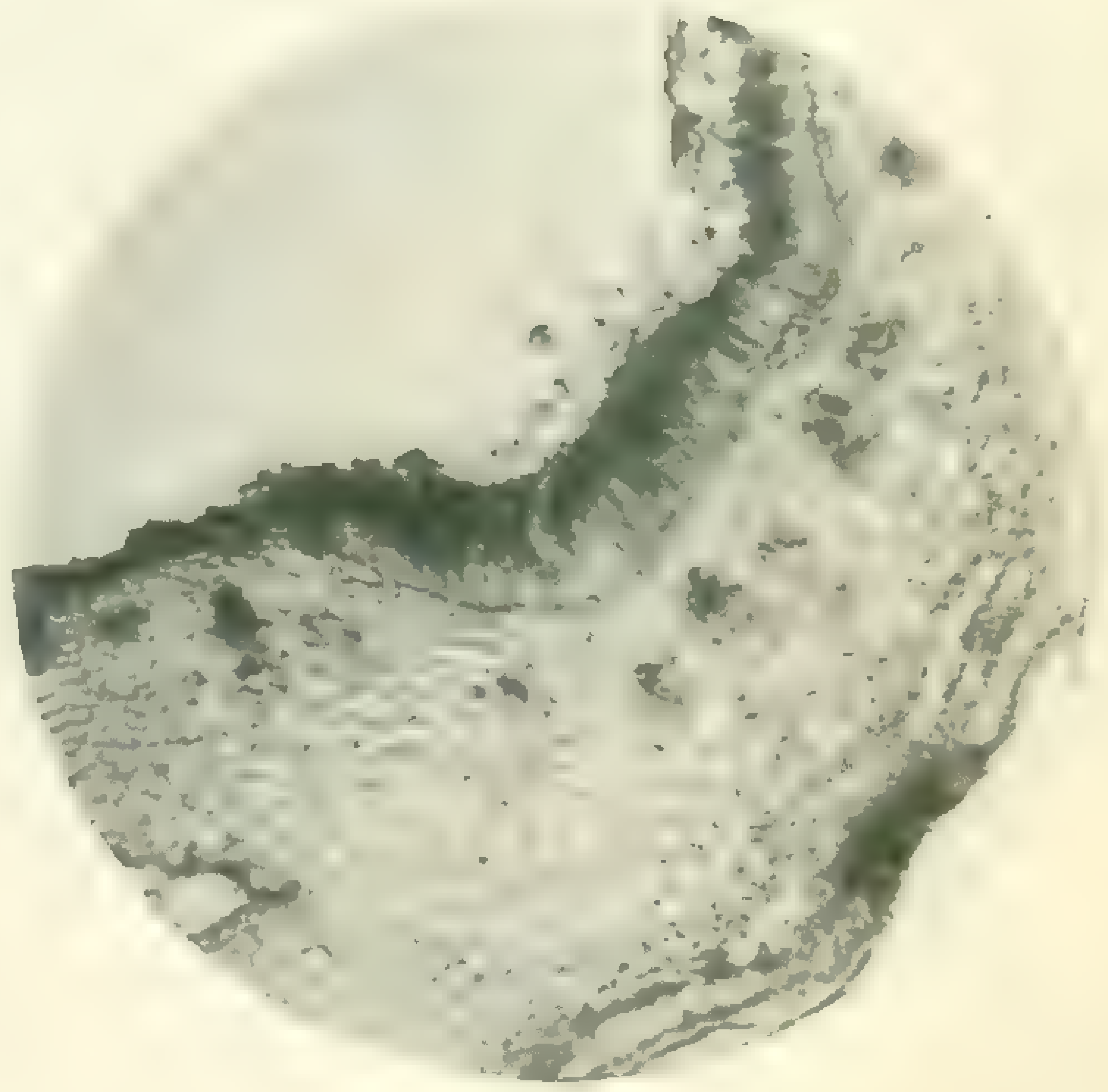
a



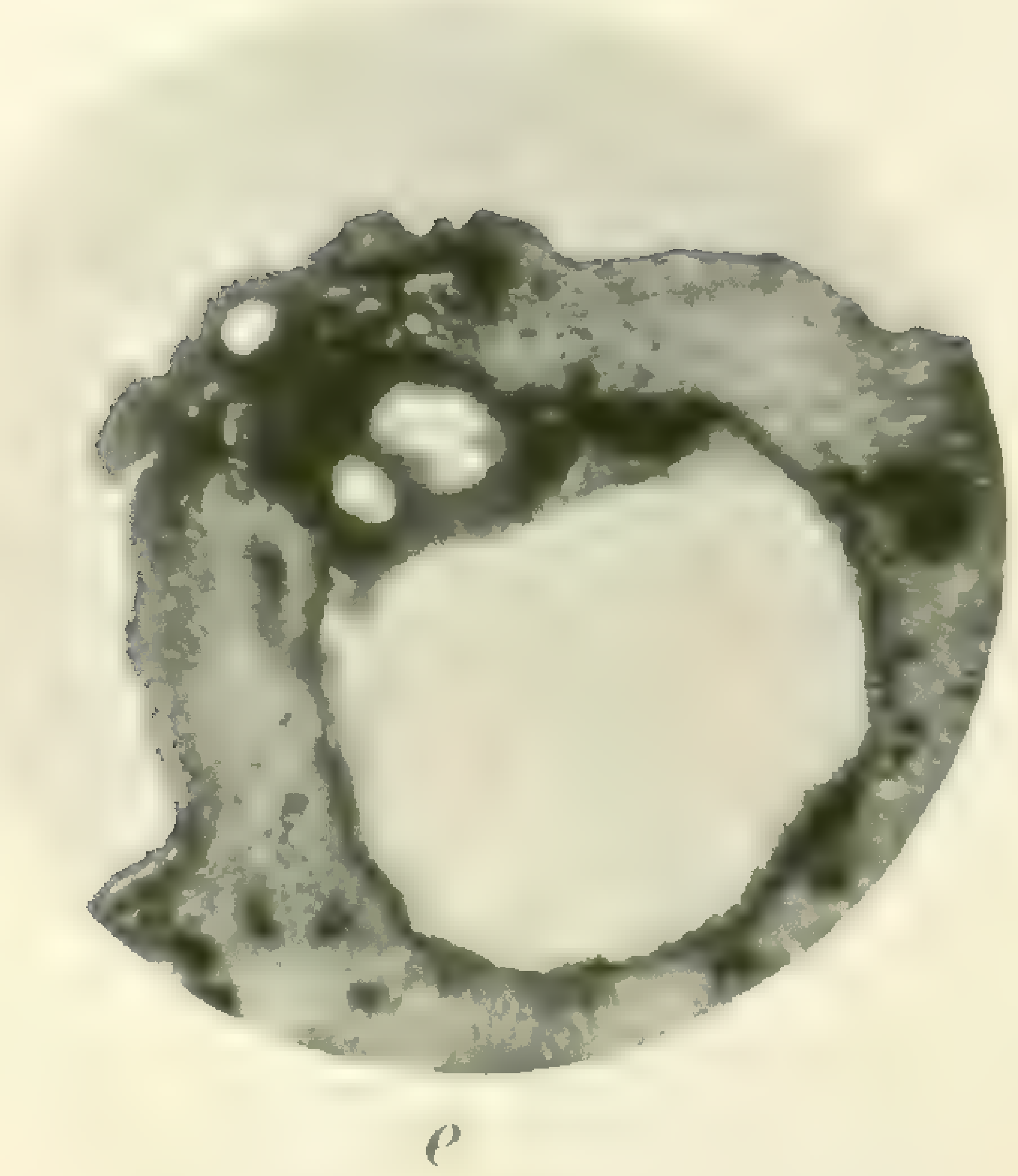
b



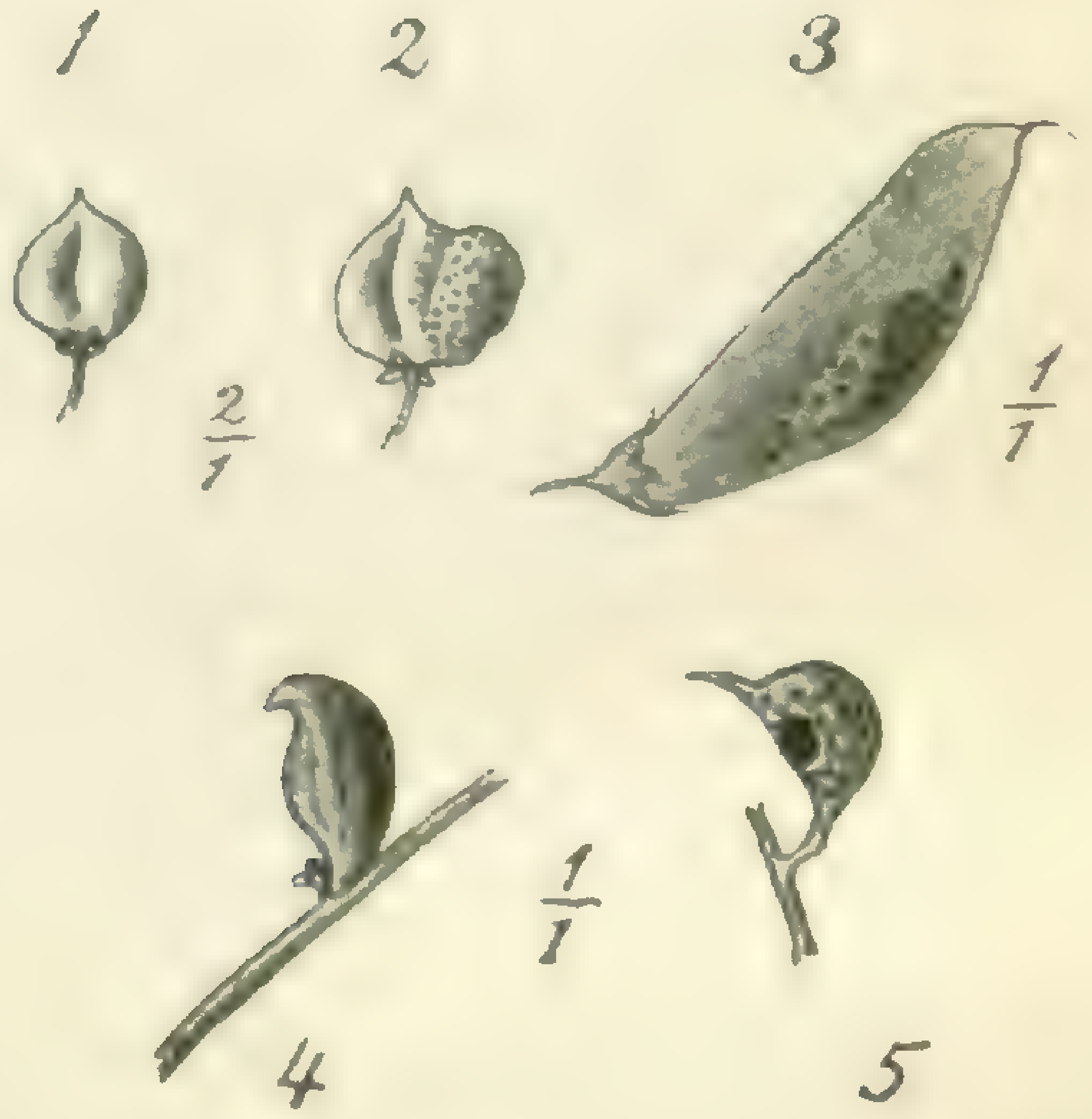
c

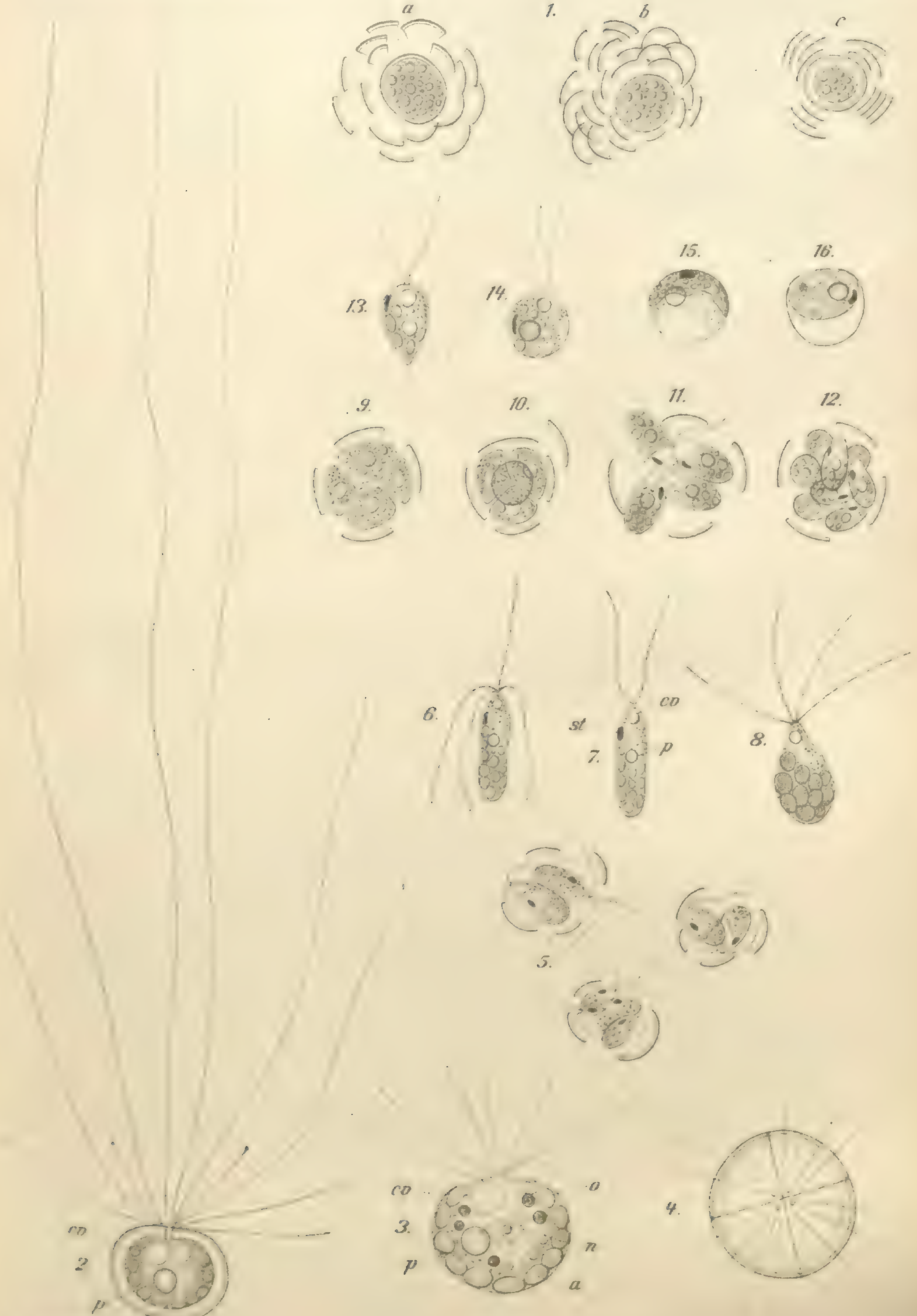


d



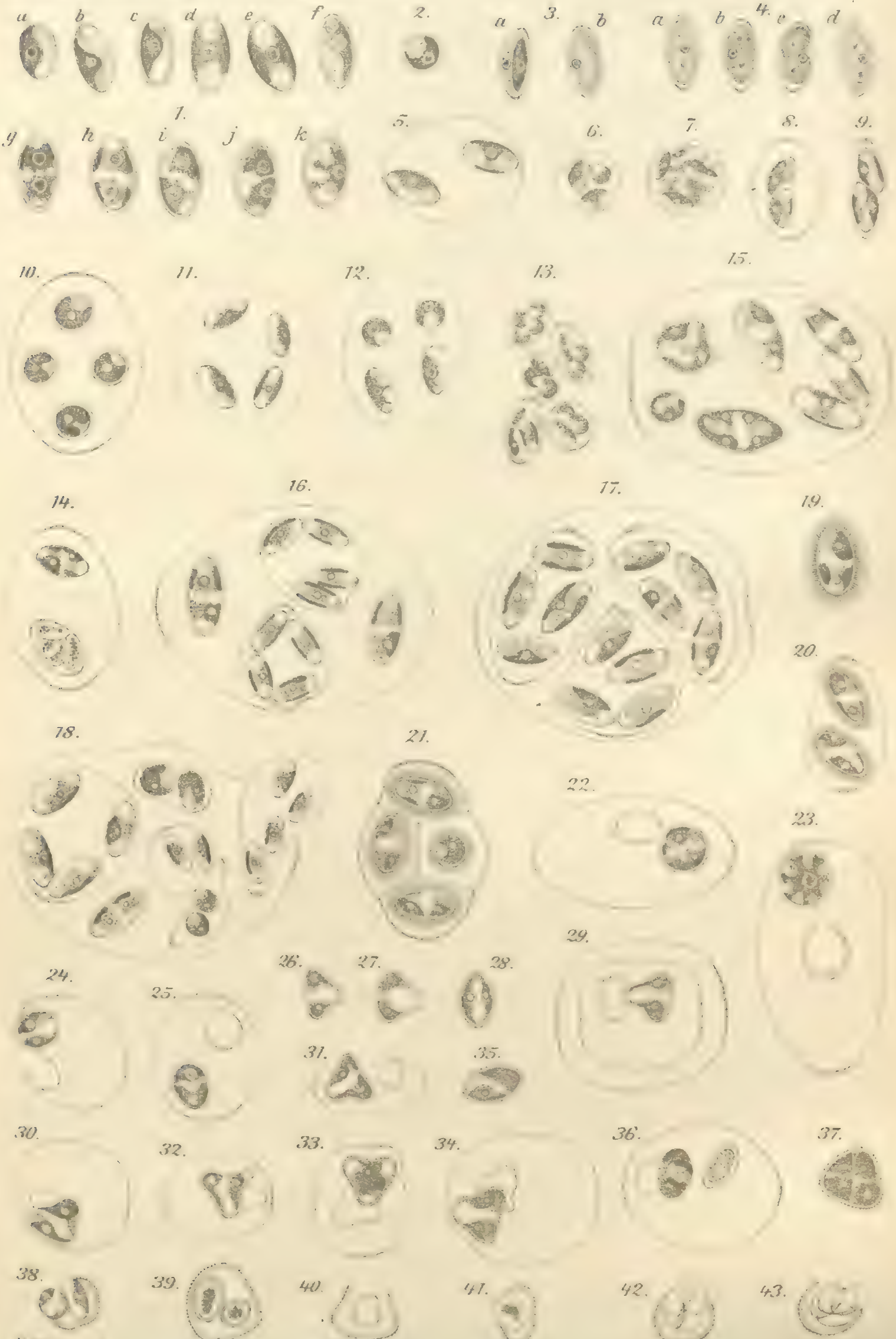
e


1
2
3
2/1
1/1
1/1
4
5


a
1.
b
c
13.
14.
15.
16.
9.
10.
11.
12.
6.
co
st
7.
p
8.
5.
co
3.
p
o
n
a
4.
co
2
p

D
V
T
L
1. 7/1
D₂
D₁
L
3. 14/1
D₂
K
V
D₂
V
D₁
D₁
L
L
2. 7/1
a
D₁
V
D₂
4.
b
b''
a
b
c
d
d
c
5. 7/1
d
6. a-d 23/1
7. 23/1
9. 23/1
8. 10/1
10. 290/1
E. Laue lith.

Taf. XV.


a
b
c
d
e
f
1.
g
h
i
j
k
2.
3.
a
b
4.
a
b
c
d
5.
6.
7.
8.
9.
10.
11.
12.
13.
15.
14.
16.
17.
19.
20.
18.
21.
22.
23.
24.
25.
26.
27.
28.
29.
31.
35.
30.
32.
33.
34.
36.
37.
38.
39.
40.
41.
42.
43.

[illegible] del.

[illegible]

Es wird gebeten, alle wissenschaftlichen Zusendungen für die Sitzungen im Jahre 1909 **mit genauer Angabe der Adresse des Absenders** an Herrn Geh. Regierungsrat Prof. Dr. L. Kny, **Wilmersdorf-Berlin**, Kaiserallee 186/87, zu richten.

Die wissenschaftlichen Sitzungen finden mit Ausnahme der Monate August und September am letzten Freitag jeden Monats abends 7 Uhr statt.

☛ Sämtliche Mitteilungen für die Berichte müssen spätestens **acht Tage vor der Sitzung**, für welche sie bestimmt sind, dem Vorsitzenden **vollständig druckreif** im Manuskript — **die Tafeln genau im Format** (12·18 *cm*) — eingereicht werden. **Die Mitteilungen sollen der Regel nach den Umfang von 8 Druckseiten nicht überschreiten.** (Geschäftsordnung § 22.) Die Aufnahme von Mitteilungen, welche in unrichtigem Deutsch abgefasst sind, muss wegen der daraus entstehenden Unzuträglichkeiten beanstandet werden. Die Beanstandung betrifft auch Arbeiten, welche Diagnosen in fehlerhaftem Latein enthalten. Es wird gebeten, im Manuskript nur eine Seite zu beschreiben und am Kopfe desselben die Anzahl der gewünschten Sonderabdrücke anzugeben.

Die Verantwortlichkeit für ihre Mitteilungen tragen die Verfasser selbst.

Alle auf die Veröffentlichung der Berichte bezüglichen Schriftstücke, Korrekturen usw. sind zu senden an Herrn Dr. W. Wächter, Steglitz bei Berlin, Florastr. 2B. **Ein unmittelbarer Verkehr zwischen den Autoren und der Druckerei findet nicht statt.**

Vorstand und Kommissionen der Gesellschaft für das Jahr 1909.

Für die Generalversammlung: Schwendener, Präsident; Wortmann, Stellvertreter.

Für die wissenschaftlichen Sitzungen in Berlin: Kny, Vorsitzender; Engler, erster Stellvertreter, O. Reinhardt, zweiter Stellvertreter; H. Fischer, erster Schriftführer, Köhne, zweiter Schriftführer, Lindau, dritter Schriftführer.

Schatzmeister: O. Appel.

Redaktions-Kommission: L. Kny, H. Fischer, Köhne, Lindau, Ascherson, Gilg, Kolkwitz.

Geschäftsführender Sekretär: W. Wächter.

Alle Geldsendungen, sowie die auf das Bezahlen der Jahresbeiträge bezüglichen Schriftstücke, werden franko „An die Kur- und Neumärkische Darlehnskasse für die Deutsche Botanische Gesellschaft, Berlin W 8, Wilhelmplatz 6“, erbeten. Der Beitrag beträgt **für ordentliche Berliner Mitglieder Mk. 20, für auswärtige ordentliche Mk. 15, für alle ausserordentlichen Mitglieder Mk. 10.** Alle event. Reklamationen, die Versendung der Berichte und Sonderabdrücke betr., sind **innerhalb sechs Monate nach Abschluss des betreffenden Bandes** unmittelbar an die Verlagshandlung, Gebr. Borntraeger, Berlin SW 11, Grossbeeren-Str. 9, zu richten. Adressenänderungen sowie alle das Mitgliederverzeichnis betreffenden Berichtigungen oder sonstige geschäftliche Mitteilungen bittet man an Herrn Dr. W. Wächter, Steglitz bei Berlin, Florastr. 2B, zu senden.

Sonderabdrücke aus unseren Berichten

unterliegen folgenden Bestimmungen:

1. Jeder Autor erhält **50 Sonderabdrücke mit Umschlag broschiert kostenfrei** geliefert.
2. Für Mehrabzüge wird, sofern die Bestellung der Überzahl vor der letzten Korrektur erfolgt, die Berechnung nach folgendem Tarif durchgeführt:

1.	für jeden verwandten Bogen Papier zum Text	2	Pfennige
2.	für jede schwarze Tafel einfachen Formates .	5	„
3.	bei Doppeltafeln pro Tafel mehr	2	„
4.	bei mehrfarbigen Tafeln für jede Farbe pro Tafel mehr	3	„
5.	bei Doppeltafeln pro Tafel und Farbe mehr .	2	„
6.	Buchbinderlohn für jeden Abdruck	1,35	„
7.	für jeden Umschlag	1,5	„
8.	für einen besonderen Titel auf dem Umschlage, falls ein solcher gewünscht wird	3,50	Mark.

Pfennige, welche durch 5 nicht teilbar sind, werden nach oben auf 5 abgerundet.

Verlag von Gebrüder Borntraeger in Berlin
SW 11 Grossbeeren Strasse 9

Die Gefährdung der Naturdenkmäler und Vorschläge zu ihrer Erhaltung.

Denkschrift, dem Herrn Minister der geistlichen, Unterrichts- und Medizinal-Angelegenheiten überreicht von Prof. Dr. **H. Conwentz.** Dritte Auflage. Elegant in Leinen gebunden 2 Mk.

Beiträge zur Naturdenkmalpflege,

herausgegeben von **H. Conwentz.**

Heft 1: Bericht über die staatliche Naturdenkmalpflege in Preußen im Jahre 1906. Mit sieben Abbildungen. Einzelpreis 1 Mk. 50 Pfg., Subskriptionspreis bei Abnahme des ersten Bandes 1 Mk. 20 Pfg.

Heft 2: Bericht über die staatliche Naturdenkmalpflege in Preußen im Jahre 1907. Mit fünf Abbildungen. Einzelpreis 1 Mk. 80 Pfg., Subskriptionspreis 1 Mk. 50 Pfg.

Schutz der natürlichen Landschaft, vornehmlich in Bayern.

Nach einem Vortrag in der zu München am 1. Oktober 1906 abgehaltenen Jahresversammlung des Bundes Heimatschutz von **H. Conwentz.** Steif broschiert 75 Pfg.

■

Jahresbericht der Vereinigung der Vertreter der angewandten Botanik.

Erster Jahrgang 1903. Geheftet 4 Mk.

Zweiter Jahrgang 1903—1904. Geheftet 5 Mk. 20 Pfg.

Dritter Jahrgang 1904—1905. Mit zwei Tafeln und 10 Textabbildungen. Geheftet 10 Mk.

Vierter Jahrgang 1906. Mit acht Tafeln und 7 Textabbildungen. Geheftet 14 Mk.

Fünfter Jahrgang 1907. Mit fünf Tafeln und 5 Textabbildungen. Geheftet 16 Mk. 40 Pfg.

Ausführliche Prospekte gratis und franko.

BAND XXVI a. JAHRGANG 1908.

BERICHTE

DER

DEUTSCHEN BOTANISCHEN GESELLSCHAFT.

GEGRÜNDET AM 17. SEPTEMBER 1882.

SECHSUNDZWANZIGSTER JAHRGANG.

BERICHT DER KOMMISSION FÜR DIE FLORA VON DEUTSCHLAND 1902—1905. PHANEROGAMEN (K. W. VON DALLA TORRE).

AUSGEGEBEN AM 26. FEBRUAR 1909.

BERLIN,
GEBRÜDER BORNTRAEGER,
1909.

Bericht

der

Kommission für die Flora von Deutschland

über neue Beobachtungen aus den Jahren 1902—1905.

Vorgelegt von ihrem Obmanne.

Der vorliegende Bericht schließt sich an den im 20. Bande der Berichte der Deutschen Botanischen Gesellschaft erschienenen an und ist in derselben Weise wie dieser abgefaßt. Leider ist es bisher nicht möglich gewesen, eine Zusammenstellung der auf die Kryptogamen bezüglichen Angaben zu erreichen, so daß hier nur der Bericht über die Phanerogamen vorliegt. Herr VON DALLA TORRE hat nicht nur die Angaben über die Alpenländer, sondern in äußerst dankenswerter Weise auch die für Nord- und Mitteldeutschland übernommen, so daß der gesamte Phanerogamenbericht von ihm verfaßt ist.

Für die Teilgebiete gelten wieder, wie früher, nachstehende Abkürzungen und die hier gegebene Reihenfolge:

Op = Ostpreußen, **Wp** = Westpreußen, **P** = Pommern, **Me** = Mecklenburg, **Sw** = Schleswig-Holstein (in der bisher üblichen Ausdehnung), **Ns** = Niedersachsen (desgl.), **Br** = Provinz Brandenburg, **Ps** = Posen, **Sl** = Schlesien (Provinz und Österreichisch-Schl.), **Os** = Obersachsen (Königreich Sachsen nebst dem Kurkreis), **Ms** = Mittelsachsen (Rest des Flachlandes der Provinz Sachsen), **Hc** = Hercynien (Harz, thüringisches und hannöversches Bergland, Braunschweig), **H** = Hessen (außer dem rheinischen Teile des Großherzogtums), **W** = Westfalen, **R** = Rheinprovinz, **Mr** = Mittelrheingebiet (rheinisches Hessen und Rheinbayern), **E** = Elsaß-Lothringen, **Bd** = Baden, **Wb** = Württemberg, **Bö** = Bayern **B** = Böhmen, **M** = Mähren, **N** = Niederösterreich, **O** = Oberösterreich, **S** = Salzburg, **St** = Steiermark, **K** = Kärnten, **Kr** = Krain, **L** = Litorale (Istrien, Triest), **T** = Tirol, **V** = Vorarlberg, **Schw** = Schweiz.

Phanerogamen.

Berichterstatter: K. W. VON DALLA TORRE.

Als ich von dem Vorsitzenden der Kommission mit der Aufgabe betraut wurde, die Phanerogamen des Gesamtgebietes zu übernehmen, zugleich aber auch ersucht wurde, mich der möglichsten Kürze zu befleißigen, war es meine erste Sorge, das Literaturverzeichnis in denkbar vollständigster Weise herzustellen. Auf dieser Basis wurden dann die Auszüge nach folgenden Prinzipien angefertigt. Ohne Verkürzung aufgenommen wurden alle einzelnen floristischen Angaben, welche sonst nur zu leicht übersehen werden und verloren gehen, ferner alle „Nachträge“ zu größeren floristischen Aufzählungen, dann kleinere Listen mit neuen Standorten und endlich alle in den Scheden verzeichneten Arten und Formen, welche als Exsiccaten ausgegeben wurden; letzteres namentlich deshalb, weil sie nur zu oft sehr wertvolle Aufklärungen für die Kritik bieten. Dagegen wurden aus großen floristischen Aufzählungen und Beiträgen nur jene Arten und Formen ausgehoben, welche in denselben entweder neu aufgestellt oder als neue Funde für das Gebiet ersichtlich gemacht werden. Da alles übrige, wie selbständige Floren, Naturdenkmäler, Historika usw. nicht ausgezogen wurde, sind die Literaturnummern zum Unterschiede von jenen der erstgenannten Gruppe in Klammern gesetzt worden. Monographische Behandlungen von Familien, Gattungen und Arten in systematischem oder geographischem Sinne wurden nur mit dem Namen und der entsprechenden Nummer wiedergegeben. Die systematische Anordnung erfolgte analog den früheren Berichten nach KOCH bzw. GARCKE; die Nomenklatur wurde tunlichst nach dem Originale beibehalten; mehrfach wurden ASCHERSON-GRAEBNERs Synopsis, sowie Monographien zugrunde gelegt. Kritische Korrekturen, welche aus Werken nach 1905 geschöpft werden müßten, wurden nicht gemacht, um die Originalität nicht zu trüben.

Literatur.

Abh. Kassel = Abhandlungen und Berichte des Vereins für Naturkunde in Kassel; **A. B. Z.** = Allgemeine Botanische Zeitschrift (von KNEUCKER); **Bayer. B. G.** = Bayerische Botanische Gesellschaft (**Ber.** u. **Mitteil.**); **Ber. Westpreuß. B.-Z. V.** = Bericht des Westpreußischen Botanisch-Zoologischen Vereins; **Bot. Cbl.** = Botanisches Centralblatt; **Bull. Boiss.** = Bulletin de l'Herbier Boissier; **Bull. Murith.** = Bulletin de la Societé Murithienne; **Ber. Schweiz. B. G.** = Berichte der Schweizer Botanischen Gesellschaft; **D. B. M.** = Deutsche Botanische Monatsschrift; **Mitteil. Baden B. V.** = Mitteilungen des Botanischen Vereins für Baden; **Mitteil. Elsaß-Lothr.** = Mitteilungen der Philomatischen Gesellschaft für Elsaß-Lothringen; **Mitteil. Steierm.** = Mitteilungen des Naturwissenschaftlichen Vereins für Steiermark; **Mitteil. Thüring. B. V.** = Mitteilungen des Thüringischen Botanischen Vereins; **Ö. B. Z.** = Österreichische Botanische Zeitschrift; **Schrift. Danzig** = Schriften des Naturwissenschaftlichen Vereins in Danzig; **Schrift. Königsberg** = Schriften der Physikalisch-Ökonomischen Gesellschaft in Königsberg; **Verh. Brand.** = Verhandlungen des Botanischen Vereins der Provinz Brandenburg; **Verh. Brünn** = Verhandlungen des Naturforschenden Vereins zu Brünn; **Z. B. G.** = Zoologisch-Botanische Gesellschaft in Wien (**Abh.** u. **Verh.**); **Zeitschr. Posen** = Zeitschrift des Naturwissenschaftlichen Vereins zu Posen.

(1.) **Abraham, M.,** Beiträge zur Flora des Dt.-Kroner Kreises. Wissensch. Beilage z. Programm Gymnas. Deutsch-Krone. Ostern 1905. 8⁰. 64 pg. — (2.) **Abromeit, J.,** Bericht über die 40. Jahresversammlung des Preußischen Botanischen Vereins in Angerburg [am 3. Oktober 1901. Schrift. Königsberg XLIII (1902), p. 79—122*). — (3.) **Ders.,** Vorlage der floristischen Werke von G. A. Helwing. Wie vor., p. 92—94. — 4. **Ders.,** Ausflug nach dem Jakunowker Hegewald. Wie vor., p. 121—122. — (5.) **Ders.,** Bericht über die monatlichen Sitzungen im Winter 1901/2. Wie vor., p. 123—131. — 6. **Ders.,** *Rosa canina v. dumalis* Bechst. von Königsberg. Wie vor., p. 123. — 7. **Ders.,** Bericht über einen Ausflug nach der Rominter Heide. Wie vor., p. 124. — 8. **Ders.,** Vorlage von Pflanzen. Wie vor., p. 124—125. — 9. **Ders.,** Pflanzendemonstrationen. Wie vor., p. 125. — 10. **Ders.,** Vorlage von Pflanzen. Wie vor., p. 125. — 11. **Ders.,** Pflanzen aus Deutsch-Krone. Wie vor., p. 126. — 12. **Ders.,** Exkursion nach Wartnicken. Wie vor., p. 127—128. — 13. **Ders.,** Exkursion nach Straddiktal bei Kukehnen. p. 128—130. — (14.) **Ders.,** Bericht über die 41. Jahresversammlung des Preußischen Botanischen Vereins in Löbau in Westpreußen am 7. Oktober 1902. Wie vor., XLIV (1903), p. 126—154*). — 15. **Ders.,** Adventivpflanzen des Vereinsgebietes. Wie vor., p. 129—130. — 16. **Ders.,** *Linnaea borealis* von Schwarzort. Wie vor., p. 152. — 17. **Ders.,** Ausflug nach der Kernsdorfer Höhe. Wie vor., p. 153—154. — (18.) **Ders.,** Bericht über die monatlichen Sitzungen im Winter 1902/3. Wie vor., p. 155—166. — 19. **Ders.,** Vorlage von Adventivpflanzen. Wie vor., p. 155. — 20. **Ders.,** Vorlage von eingesandten Pflanzen. Wie vor., p. 156. — 21. **Ders.,** Revision der Gattung *Euphrasia* in Ost- und Westpreußen. Wie vor., p. 158—159. — 22. **Ders.,** Bemerkungen über die Gattung *Carex* in der Synopsis von Ascherson und Graebner. Wie vor., p. 159. — 23. **Ders.,** Exkursion nach dem Alletale von Wehlau bis Klein-Nuhr. Wie vor., p. 160. — 24. **Ders.,** Exkursion nach dem Schloßberge von Wildenhoff. Wie vor., p. 160—161. — (25.) **Ders.,** Bericht über die 42. Jahresversammlung des Preußischen Botanischen Vereins in Allenstein am 3. Oktober 1903. Wie vor., XLV (1904), p. 1—38*). — (26.) **Ders.,** Erforschungsgeschichte der Flora der kurischen Nehrung. Wie vor., p. 8—10. — 27. **Ders.,** *Salix aurita + myrtilloides f. submyrtilloides* (*S. Preussiana* Abromeit). Wie vor., p. 32, Note. — 28. **Ders.,** Ausflüge im Memeler, Labiauer und Osteroder Kreise. Wie vor., p. 35. — 29. **Ders.,** Kritische Bemerkungen über die auf Ostpreußen bezüglichen Angaben der *Betula nana.* Wie vor., p. 35—37. — (30.) **Ders.,** Ausflug nach Lanskerofen. Wie vor., p. 38. — (31.) **Ders.,** Bericht über die monatlichen Sitzungen im Winter 1903 bis 1904. Wie vor., p. 38—45. — 32. **Ders.,** *Elssholzia Patrini* bei Gumbinnen. Wie vor., p. 38. — 33. **Ders.,** Vorlage von interessanten Pflanzen. Wie vor., p. 38. — 34. **Ders.,** *Barbarea vulgaris* var. *arcuata* Rchb. f. *apetala.* Wie vor., p. 40. — 35. **Ders.,** Über *Primula farinosa* und andere Pflanzen. Wie vor., p. 40—41. — 36. **Ders.,** *Glyceria aquatica* Wahlb. b *arundinacea* (Kunth) Asch. et Gr. aus der Königsberger Gegend. Wie vor., p. 42. — 37. **Ders.,** *Androsaces septentrionalis* aus Graudenz. Wie vor., p. 42. — 38. **Ders.,** Pflanzen aus Pillkallen. Wie vor., p. 42—43. — 39. **Ders.,** Vereinsausflug nach Domnau. Wie vor., p. 43—44. — 40. **Ders.,** Exkursion nach dem Herzoglich Anhalt-Dessauischen Forstrevier bei Puschdorf. Wie vor., p. 44—45. — (41.) **Ders.,** Bericht über die 43. Jahresversammlung des Preußischen Botanischen Vereins in Culm in Westpreußen am 7. Oktober 1904. Wie vor., XLVI (1905), p. 1—83*). — 42. **Ders.,** Über bemerkenswerte Formen der einheimischen Nadelhölzer. Wie vor., p. 73—75. — (43.) **Ders.,** Bericht über die monatlichen Sitzungen im Winterhalbjahr 1904/5. Wie vor., p. 84—92. — 44. **Ders.,** Vorlage seltener Pflanzen. Wie vor., p. 84. — 45. **Ders.,** Vorlage von *Teucrium Scordium* vom LOESELschen Fundorte. Wie vor., p. 84. — (46.) **Ders.,** Pflanzendemonstrationen. Wie vor., p. 87, — (47.) **Ders.,** Schutzmaßnahmen für gefährdete Pflanzen. Wie vor., p. 87. — 48. **Ders.,** *Atriplex nitens* aus dem SCHARLOCKschen Herbar. Wie vor., p. 87—88. — (49.) **Ders.,** Vorlage von Pflanzen aus Westpreußen und dem Samlande. Wie vor., p. 88—89. — 50. **Ders.,** Bericht über den Vereinsausflug nach Gallingen. Wie vor., p. 89—90. — (51.) **Ders.,** Bericht über den Ausflug nach dem großen Moosbruch. Wie vor., p. 90—92. — (52.) **Abromeit, J., Jentzsch, A. u. Vogel, G.,** Flora von Ost- und Westpreußen. Herausgegeben vom Preußischen Botanischen Verein zu Königsberg i. Pr. (I. Samenpflanzen oder Phanerogamen. 2. Hälfte. I. Teil. Berlin 1903. 8°. p. 401—690. — (53.) **Ade, A.,** Flora des Bayerischen Bodenseegebietes. Übersicht über die im Bayerischen Bodenseegebiet bis jetzt beobachteten wildwachsenden Phanerogamen und Gefäßkryptogamen. Ber. Bayer. B. G. VIII. 2 (1902), p. 1—127. — (54.) **Ahlfvengren, Fr. E.,** Die Vegetationsverhältnisse der westpreußischen Moore östlich der Weichsel, mit besonderer Berücksichtigung der Veränderungen der Flora durch Melioration. Schrift. Danzig XI. 1/2 (1904), p. 241—318. — (55.) **Aigner, A. v.,** Der Hallstätter See und die Ödenseer Torflager in ihrer Beziehung zur Eiszeit. Mitteil. Steierm. XXXIX (1902), p. 403—[illegible] — (56.) **Alpers, F.,** Das älteste Verzeichnis der in Deutschland wildwachsenden Pflanzen. Aus der Heimat, für die Heimat, f. 1900. Bremerhaven 1901. p. 30—[illegible] — (57.) **Ders.,** Berichtigung zu: Das älteste Verzeichnis der in Deutschland wildwachsenden Pflanzen. Wie vor., f. 1901 2. Bremerhaven 1903. p. 54. — (58.) **Ders.,** FRIEDRICH EHRHART, Königl. Großbrit. und Kurfürstl. Braunschweig-Lüneburgischer Botaniker etc. Leipzig, W. Engelmann, 1905. 8°. XVI. [illegible] — (59.) **Anders, J.,** Die Pflanzenwelt des Bezirkes Böhmisch-Leipa, in: Bezirkskunde von Böhmisch-Leipa. 1905. 8°. Sep., 20 S. — 60. **Andrée, Ad.,** O[illegible] *purpurea* × *militaris*. 50./54. Jahresber. Hannover (1905), p. 117—118. — [illegible] **Ders.,** *Vaccinium intermedium* Ruthe, var. *melanococcum* bei Iburg. Wie vor., p. 238—241. — (62.) **Andrée, K.,** Der Teutoburger Wald bei Iburg. Göttingen 1904. 8°. 47 S. — 63. **Ankert, H.,** Floristisches aus der Umgebung von Leitmeritz. Mitteil. nordböhm. Exkursionskl. XXV (1905). p. 298—[illegible] — 64. **Anonym,** Die Säulentanne in den Wabern bei Bern. Schweiz. Z[illegible] f. Forstwesen. LII (1901), p. 12. — 65. **Desgl.,** Die Vegetationsgrenze [illegible] Arve auf der Alpe Tamangur dadora. Wie vor., p. 157. — 66. **Desgl.,** [illegible]eichenwald der Gemeinde Allschwil. Wie vor., p. 221. — 67. **Desgl.,** K[illegible]labertanne von Pré de Joux. Wie vor., p. 302. — 68. **Desgl.,** Eine [illegible]fichte. Wie vor., LIII (1902), p. 47—48, Fig. — 69. **Desgl.,** Eine [illegible] der Fichte. Wie vor., p. 297—298. — (70.) **Desgl.,** Bericht über die alpine [illegible] von Neureuth und Umgebung. 3. Ber. Ver. Alpenpflz. (1903), p. 32—[illegible] (71.) **Desgl.,** Ein forstbotanisches Merkbuch für Pommern. Brandenburgia [illegible] (1903), p. 319—322. — (72.) **Desgl.,** Baumriesen in den Tiroler Bergen. Forst- und Jagdzeitg. XXI (1903), p. 109—110. — 73. **Desgl.,** Be[illegible]

---

*) Separat erschienen unter dem Titel: Jahresberichte des Preußischen Botanischen Vereins. Königsberg, 8⁰.

---

*) Separat erschienen unter dem Titel: Jahresberichte des Preußischen Botanischen Vereins. Königsberg, 8°.

Veilchenflora Bayerns. Zusammengestellt vom Botanischen Verein zu Nürnberg. Mitteil. Bayer. B. G. Nr. 28 (1903), p. 319—322. — 74. **Desgl.**, Botanische Exkursion auf den Anninger, nach Lunz und auf den Dürrnstein. Mitteil. naturwiss. Ver. Univ. Wien, I (1903), p. 63—64. — (75.) **Desgl.**, Bemerkenswerte Bäume im Großherzogtum Hessen in Wort und Bild, Darmstadt, Zedler u. Vogl. 1904. 8⁰. 82 pg. 34 Taf. — 76. **Desgl.**, Adventivflora. Ber. Schweiz. B. G. XIV (1904), p. 126. — 77. **Desgl.**, *Linum austriacum* an der Lossower Chaussee. Frankfurt-Oder-Zeitg., 22. Mai 1904. — (78.) **Desgl.**, Pfingstexkursion 1904. Mitteil. Baden B. V. Nr. 193 (1904), p. 367—368, Nr. 194/195 (1904), p. 369—375. — 79. **Desgl.**, Botanische Exkursion in die Lobau. Mitteil. naturwiss. Ver. Univ. Wien, II (1904), p. 56. — 80. **Desgl.**, Botanische Exkursion nach Hainburg und den Föhrenkogel. Wie vor., p. 69. — (81.) **Desgl.**, Schilderung der Pflanzenwelt in: Heimatkunde von Beuthen. Progr. städtisch-kathol. Realsch. 1904. 8⁰. p. 83—107. — 82. **Desgl.**, Bericht über die Exkursion auf die Hohe Mandling. Verh. Z.-B. G., LIV (1904), p. 482—483. — 83. **Desgl.**, Bericht über die Exkursion nach Hainurg. Wie vor., p. 486. — 84. **Desgl.**, Bericht über die Exkursion auf die Raxalpe. Wie vor., p. 634. — 85. **Desgl.**, Wallnußbaum bei Wallenstadt. Schweiz. Zeitschr. f. Forstwesen, LV (1904), p. 37. Fig. — 86. **Desgl.**, Schwarzpappeln bei Ollon (Waadt). Wie vor., p. 103. Fig. — 87. **Desgl.**, Schlangenfichte im Kalteren Wald. Wie vor., p. 292. Fig. — (88.) **Desgl.**, Forstbotanisches Merkbuch. Berlin, Gebr. Borntraeger. 8⁰. II. Provinz Pommern. 1905. VIII, 113 S., 27 Fig., III. Provinz Hessen-Nassau, 1905. XII, 209 S., 26 Fig. — (89.) **Desgl.**, Führer zu den wissenschaftlichen Exkursionen des II. Internationalen botanischen Kongresses. Wien 1905. 8⁰. Fig. — (90.) **Desgl.**, Bericht über die 26. Jahresversammlung des Westpreußischen Botanisch-Zoologischen Vereins am 2. Juni 1903 zu Danzig, zugleich Festversammlung zur Feier seines fünfundzwanzigjährigen Bestehens. 26./27. Ber. Westpreuß. B.-Z. V. (1905), p. 1* bis 32*. — 91. **Desgl.**, Bericht über die Sitzungen und sonstigen Veranstaltungen des Westpreußischen Botanisch-Zoologischen Vereins im laufenden Vereinsjahre 1903/4. Wie vor., p. 33*—74*. — (92.) **Desgl.**, Bericht über die 27. Jahresversammlung des Westpreußischen Botanisch-Zoologischen Vereins zu Thorn vom 24. Mai 1904. p. 75*—102*. — 93. **Desgl.**, Bericht über die Sitzungen und sonstigen Veranstaltungen des Westpreußischen Botanisch-Zoologischen Vereins im laufenden Vereinsjahre 1904/5. Wie vor., p. 103*—167*. — 94. **Desgl.**, Botanische Exkursion auf die Heßhütte. Mitteil. naturwiss. Ver. Univ. Wien, III (1905), p. 6—7. — (95.) **Desgl.**, Die Hochmoore im Grunewald bei Berlin als Naturdenkmal. Naturwiss. Wochenschr. IV (1905), Nr. 29, p. 456. — 96. **Desgl.**, Über Weinbau in der Provinz Posen. Zeitschr. Posen XI, 3 (1905), p. 92—93. — 97. **Appel, O.**, Über einige Gräser. Verh. Brand. XLV (1903), p. XXX. — 98. **Arnold**, *Erica Tetralix* bei Hildburghausen. Mitteil. Thüring. B. V. XX (1905), p. 90. — 99. **Ascherson, P.**, *Erechthites hieracifolius* in Schlesien. Ber. D. B. G. XX, (1902), p. 129—140. — 100. **Ders.**, *Aegilops speltoides* Jaub. et Spach und ihr Vorkommen in Europa. Magy. Bot. Lapok I (1902), p. 6—12. — 101. **Ders.**, *Linaria repens* (*striata*). Verh. Brand. XLIV (1902), p. XXVII—XXVIII. — 102. **Ders.**, *Erechthites hieracifolius* von Proskau. Wie vor., p. XXIX—XXXII. — 103. **Ders.**, *Betula nana* von Bodenteich, Provinz Hannover. Wie vor., p. XXXII—XXXIII. — 104. **Ders.**, *Betula nana* in Westpreußen. Wie vor., p. XLIV. — 105. **Ders.**, Vorlage von Pflanzen. Wie vor., XLV (1903), p. XXXVII—XXXVIII. — 106. **Ders.**, Pflanzendemonstrationen. Wie vor., XLVI (1904), p. XXII—XXIV. — 107. **Ders.,** *Digitalis ferruginea* von Wernigerode. Wie vor., p. XXXI. — 108. **Ders.,** *Aquilegia*-Formen und -Bastarde aus Treuenbrietzen. Wie vor. XLVII (1905), p. XXXV. — 109. **Ders.,** Note sur le *Juncus capitatus*. Bull. Murith. XXXIII (1905), p. 156. — (110.) **Ascherson, P. u. Graebner, P.,** Synopsis der mitteleuropäischen Flora, Leipzig. W. ENGELMANN. 8°. Liefg. 18—24 (1902), 25—28 (1903), 29 bis 35 (1904), 26—41 (1905). — (111.) **Ascherson, P. u. Hoffmann, F.,** Bericht über die 76. (44. Frühjahrs-) Hauptversammlung des Botanischen Vereins der Provinz Brandenburg in Buckow am 25. Mai 1902. Verh. Brand. XLIV (1902), p. I—VIII. — (112.) **Dies.,** Bericht über die 78. (45. Frühjahrs-) Hauptversammlung zu Rheinsberg am 7. Juni 1903. Wie vor., XLV (1903), p. I bis XI. — (113.) **Dies.,** Bericht über die 80. (46. Frühjahrs-) Hauptversammlung in Treuenbrietzen am 20. Mai 1904. Wie vor., XLVI (1904), p. I—XV. — 114. **Ascherson, P. u. Retzdorff, W.,** Übersicht neuer, bzw. neu veröffentlichter wichtiger Funde von Gefäßpflanzen (Farn- und Blütenpflanzen) des Vereinsgebietes aus den Jahren 1900 und 1901. Wie vor., XLIV (1902), p. 156 bis 175. — 115. **Dies.,** Übersicht neuer, bzw. neu veröffentlichter wichtiger Funde von Gefäßpflanzen (Farn- und Blütenpflanzen) des Vereinsgebietes aus den Jahren 1902 und 1903. Wie vor., XLVI (1904), p. 227—243. — (116.) **Aubert, S.,** Sur une association d'espèces calcicoles et calcifuges. Bull. soc. vaud. XXXIX, No. 147, (1903), p. 369—384. — 117. **Ders.,** Notes complémentaires sur la flore de la Vallée de Joux. Wie vor., XL, No. 149, (1904), p. 21—

(1.) **Bachinger, A.,** Neue Beiträge zur Flora von Horn. Progr. Landes-Re u. Ober-Gymnas. Horn, 1904. 8°. p. 3—13. — 2. **Badoux, H.,** Eine neue A der Fichte. Schweiz. Zeitschr. f. Forstwesen, LIII, (1902), p. 297—298. — 3. **Baenitz, C.,** Über *Pinus nigra* var. *austriaca* forma *falcata*. Gartenfl. LII (1903), p. 58—59. — 4. **Ders.,** *Betula nana* in Schlesien. Naturwiss. Wochenschr., II (1903), Nr. 27, p. 319. — 5. **Bär, J.,** Floristische Beobachtungen im Val Bosco. Vierteljahrsschr. Zürich, XLIX (1904), p. 197—229. — 6. **Bail,** Botanische Mitteilungen. Schrift. Danzig, XI, 1/2 (1904), p. XI. — (7.) **Ders.,** Rückgang der Danziger Flora, 26/27. Ber. westpreuß. Bot.-Z. V. (1905), p. 36*—40*. — 8. **Ders.,** Skizzen aus der Flora von Johannisbad in Böhmen. Wie vor., p. 40*—44*. — 9. **Barbay, W.,** Le *Thalictrum Bauhini* aux environs de Genève. Bull. Boiss. (2), III (1903), p. 1128. — 10. **Barbiche, R. Th.,** Contribution à la révision de la flore de la Loraine Allemande. Notice posthume. Bull. Metz, XXIII (1904), p. 81—103. — (11.) **Bauer, E. Th.,** Flora des Württembergischen Oberamtes Blaubeuren. Blaubeuren 1905. 8°. 177 S. — 12. **Baumberger, E.,** Die Felsenheide am Bieler See. Wissensch. Beil. Töchterschule Basel, 1903/4. Basel, J. FREHNER, 1904, 4°, 40 S. — 13. **Bay, G. A.,** *Solanum rostratum* Dunal als Adventivpflanze in Baselland. Tätigkeitsber. Baselland pro 1900 u. 1901. Liestal, 1902, p. 51—52. — 14. **Beauverd, G.,** N sur les charactères extérieurs du *Chaerophyllum hirsutum* L. etc. Bull. B (2), II (1902), p. 496, 709—732, Fig. — (15.) **Ders.,** Plantes du Val Ant et du Tessin. Wie vor., III (1903), p. 457—458. — 16. **Ders.,** *Linnaea b* en Valais. Wie vor., p. 741. — 17. **Ders.,** Rapport botanique sur l'ex de la société de la Murithienne dans les vallées de Bagnes, d'Aosta Grand-Saint-Bernard, juillet et août 1902. Bull. Murith. XXXII (1903), p. 15 18. **Ders.,** Le *Globularia nudicaulis* à la montagne de Veyrier et au

Bull. Boiss. (2), IV (1904), p. 608. — 19. **Ders.,** Le *Sorbus torminalis* Crantz au bois du Vengeron. (Genève.) Wie vor., p. 720. — 20. **Ders.,** Addition au catalogue de la flore vaudoise. Wie vor., p. 1174—1179. — 21. **Ders.,** Stations nouvelles pour la flore des Alpes et du Jura. Wie vor., V. (1905), p. 93—94. — 22. **Ders.,** Sur le *Carduus deflorato-personata* Michalet (1854). Wie vor., p. 303—311. — 23. **Ders.,** Remarques sur le *Pinguicula alpina* L. Wie vor., p. 374. — 24. **Ders.,** Encore le *Carduus deflorato* × *personata*. Wie vor., p. 416. — (25.) **Beck, G. v.,** Die Vegetationsverhältnisse der illyrischen Länder etc. Leipzig, W. Engelmann, 1901, 8⁰, 534 S., Karten u. Fig. — (26.) **Ders.,** Die Umkehrung der Pflanzenregionen in den Dolinen des Karstes. Sitzber. Lotos XXIV. (1904), p. 151—152. — (27.) **Ders.,** Hochgebirgspflanzen in tiefen Lagen. Wie vor., p. 153—160. — (28.) **Ders.,** Alpenblumen des Semmering-Gebietes. 2. Aufl. Wien, Gerold & Sohn, 1905. 8⁰. VI, 47 S., 18 Taf. — 29. **Becker, W.,** Violae exsiccatae. Wettelroda, Liefg. II—IV (Nr. 26—100), 1901—1902; V (Nr. 101—125), 1903; VI (Nr. 126—157), 1905. — 30. **Ders.,** Vorarbeiten zu einer Flora Bayerns. Familie der *Violaceae*. Ber. Bayer. B. G., VIII (1902), p. 249—281. — 31. **Ders.,** Zur Flora von Sangerhausen. Mitteil. Thüring. B. V. XVII (1902), p. 121*. — 32. **Ders.,** Verzeichnis der in den Violae exsiccatae II. u. III. ausgegebenen Veilchen nebst Diagnosen neuer Formen. D. B. M, XX (1902), p. 69—72, 85—88. — 33. **Ders.,** Berichtigung zu den Violae exsiccatae. Wie vor., p. 88—90. — 34. **Ders.,** Über den Formenkreis der *Viola lutea* Huds. s. l. Bull. Boiss. (2) III (1903), p. 889—891. — 35. **Ders.,** *Melica picta* bei Halberstadt. Mitteil. Thüring. B. V., XVIII (1903), p. 28. — 36. **Ders.,** Die Gattung *Viola*. Wie vor., p. 28—30, 37—40. — 37. **Ders.,** Bemerkungen zu der Bearbeitung der Genus *Viola* in Sturms Flora von Deutschland. 6. Band (1902). A. B. Z. IX (1903), S. 7—9. — 38. **Ders.,** *Viola sepincola* Jord. (1849) = *V. Beraudii* Bor. (1857) — *V. austriaca* A. et J. Kerner (1872) = *V. cyanea* Celak. (1872). Wie vor., p. 114—118. — 39. **Ders.,** Über *Viola Oenipontana* Murr. D. B. M. 6 (1886), p. 151. Wie vor., p. 157—160. — 40. **Ders.,** Gehört *Viola lancifolia* Thore der deutschen Flora an? Wie vor., p. 179. — 41. **Ders.,** Bemerkung zu obiger Erklärung [von Murr]. Wie vor., p. 199. — 42. **Ders.,** Systematische Behandlung der *Viola arvensis* s. l. auf Grundlage unserer phylogenetischen Kenntnisse. Mitteil. Thüring. B. V. XIX (1904), p. 26—49, Taf. — 43. **Ders.,** Zur Veilchenflora Tirols. Zeitschr. Ferdinandeum Innsbruck (3) XLVIII. (1904), p. 323—346. — 44. **Ders.,** Die systematische Behandlung der Formenkreise der *Viola calcarata* und *lutea* etc. Beihefte B. Cbl. XVIII, 2 (1905), p. 347—393. — 45. **Ders.,** Zur Systematik der *Viola tricolor* und *V. calcarata*. Mitteil. Thüring. B. V. XX (1905), p. 87. — 46. **Ders.,** Zur Flora des Bodetales im Harz. Wie vor., p. 87. — 47. **Ders.,** Berichtigungen zu den Violae exsiccatae. Liefg. 1 bis 5. A. B. Z. XI (1905), p. 27—29. — 48. **Beguinot A.,** L'area distributiva di *Saxifraga petraea* L. etc. Atti Accad. venet.-istr.-trent. sc. nat. II. (1905), p. 81—96. — 49. **Behrendsen W.,** Floristische Beiträge zur Kenntnis der Gattung *Alectorolophus*. All. Verh. Brand. XLV (1903), p. 41—55. — 50. **Ders.,** Zwei neue *Alectorolophus*-Formen. A. B. Z. X (1904), p. 35—38. — 51. **Ders.,** Ein neuer *Moehringia*-Bastard. Wie vor., p. 65—66. — 52. **Behrendsen, W. u. Sterneck, J. v.,** Einige neue *Alectorolophus*-Formen. Verh. Brand. XLV (1903), p. 197—222, Taf. III. — 53. **Belli, S.,** Il genere *Hieracium* nelle opere e nell'erbario di Allioni. Malpighia XVIII

(1904), p. 344—354. — 54. **Benner, E.,** Die *Hieracien* des Riesengebirges aus der Section *Alpina* und *Alpestris* in ihren phylogenetischen Beziehungen zu anderen Verwandtschaftskreisen. Dissert. Breslau 1905. 8°. 80 S., 1 Taf. — 55. **Benz, R., Freih. v.,** Die Gattung *Hieracium*. Carinthia XCII (1902), p. 12—22. — 56. **Ders.,** Beiträge zur Kärntner Flora. Wie vor., p. 177—181. — 57. **Ders.,** *Hieracien*funde in den österreichischen Alpen. Ö. B. Z. LII (1902), p. 260—267, 301—302. — 58. **Ders.,** Die Gattung *Viola*. Carinthia XCIII (1903), p. 180—189. — 59. **Ders.,** *Viola Zahnii* Benz (*V. alpestris* × *arvensis*) Ö. B. Z. LIII (1903), p. 376. — 60. **Ders.,** *Hieracien*funde in den österreichischen Alpen. Wie vor., LIV (1904), p. 241—251. — 61. **Ders.,** Ein nordischer Veilchenbastard in Kärnten. Carinthia XCV (1905), p. 73—75. — 62. **Ders.,** *Viola Villaquensis* Ö. B. Z. LV (1905), p. 25—27. — (63.) **Bernatsky, E.,** Über die Vegetation des Flugsandes an der Ostsee. Mathem. u. naturwiss. Ber. Ungarn XX (1902), Leipzig 1905, p. 332—336. — (64.) **Berndl, R.,** Die alpine Flora des Tießenbachthales bei Scharnstein. XXXIV. Jahresber. Linz 1905, p. 21; 33 S., 1 Karte, 2 Photogr. — (65.) **Bernouilli** et **Jaccard, H.,** Rapport sur l'excursion botanique à Binn les 27, 28, 29 juillet 1903. Bull. Murith. XXXIII (1905), p. 18—34. — (66.) **Bertsch, K.,** Eine Xerothermkolonie am Rande des württembergischen Schwarzwaldes. A. B. Z. XI (1905), p. 81—85. — 67. **Besse, M.** et **Bernard, Gs.,** Notes floristiques sur quelques plantes du Valais et de la Vallée d'Aoste. Bull Murith. XXXII (1903), p. 173—189. — 68. **Bettelini, A.,** La flora legnosa del Sottocenere nel Canton Ticino meridionale. Diss. Zürich 1904. 8°. 213 p., 7 tav. carta. — Milano 1905. 8°. 213 pg., 6 tav., 2 cart. — (69.) **Beyer, R.,** Nordostdeutsche Schulflora etc. Berlin, GEBR. BORNTRAEGER 1902. 8°. 344 S., 12 Fig. — 70. **Ders.,** Ein neuer *Carex*-Bastard. Verh. Brand. XLVII (1905), p. 192—194 — (71.) **Beyle, M.,** Über ein altes Torfmoor im hohen Elbufer von Schulau. Verh. wiss. Unterhaltg. Hamburg XI (1902), p. 1—7. — (72.) **Bielefeld, R.,** Über den Wechsel im Artenbestand der Flora zwischen Jade und Dollart. 85. Jahresber. Emden 1899—1900, Emden 1901, p. 41—48. — (73.) **Ders.,** Das Forlitzer Becken. 87. Jahresber. Wie vor., 1901—1902, Emden 1903, p. 49—65. — 74. **Binder.** Besprechung der Gattung *Hypericum*. Mitteil. Bayer. B. G. Nr. 32 (1904), p. 396—397. — 75. **Binsfeld.** Besprechung der Gattung *Vicia*. Wie vor., p. 394 — (76.) **Binz, A.,** Die Erforschung unserer Flora seit BAUHINS Zeiten bis zur Gegenwart. Verh. Basel XIII, 2 (1901), p. 361—390. — 77. **Ders.,** Note sur l'*Epipactis sessiliflora* Peterm. Archiv fl. jurass III No. 26 (1902), p. 41—42. MAGNIN ibid., p. 42—43. — (78.) **Ders.,** Die Vegetation und Flora der Umgebung von Basel. Beil. z. Jahresber. Sektion Basel Schw. A. Cl. pro 1904. Basel 1905. 8°. 36 S. (79.) **Ders.,** Flora von Basel und Umgebung (Rheinebene, Umgebung von Mülhausen und Altkirch, Jura, Schwarzwald und Vogesen). 2. verb. Aufl., Basel L. F. LENDORFF 1905. 8°. XLIII, 366 S. — (80.) **Ders.,** Der Isteiner Kl Samstag [Baseler Wochenschrift] 1905. p. 69—71. — 81. **Binz, A., Baumberger** und **Abderhalden.** Neue Funde der Adventivflora Basels. Ber. Schweiz. B. V. XIII (1903) p. 137. — 82. **Bittmann O.,** Die Edelkastanie im Wiener Wald Österr. Forst- u. Jagdztg. XXI (1903), p. 405—407. — (83.) **Bliedner, A.,** Weitere Beiträge zur Flora von Eisenach. Mitteil. Thüring. B. V. XVIII (190 p. 54—57. — 84. **Ders.,** Einiges über die *Orchideen* in Eisenachs Umgebung. Zeitschr. f. Naturwiss. LXXVI (1903). S. 440—453. — 85. **Ders.,** Die Flora des Hautsees bei Frauensee und zur Flora von Eisenach. Mitteil. Thüring. B. V. XX (1905), S. 88. — 86. **Blonski, F.,** Beitrag zur Frage der Existenz einer oder mehrerer Arten von Misteln [poln.] Pamietnik Fizyograf. XVIII (1904), p. 64—7

(87.) **Bock.** Zur Flora von Bromberg. Zeitschr. Posen VIII 3 (1902), p. 85—90. 88. **Ders.,** Botanische Mitteilung. Schrift. Danzig XI $^1/_2$ (1904), p. 95. — 89. **Bockwoldt,** Einige interessante Funde. 26/27. Ber. westpr. B.-Z. V. (1905), p. 30*. — 90. **Boesemann,** *Dentaria bulbifera.* Mitteil. Thüring. B. V. XVII (1902), p. 115. — 91. **Bonte,** Bemerkenswerte Pflanzen von Königsberg und Samland. Schrift. Königsberg XLIV (1903), p. 155. — 92. **Ders.,** Adventivflora von Königsberg. Wie vor., XLV (1904), p. 39. — 93. **Ders.,** Demonstration von Pflanzen. Wie vor., p. 42. — 94. **Ders.,** Floristische Beobachtungen um Cruttinnen, Kr. Sensburg. Wie vor., XLVI (1905), p. 82-83. — 95. **Ders.,** Floristische Mitteilungen und Demonstrationen. Wie vor., p. 85. — (96.) **Ders.,** Überblick über die Adventivflora Königsbergs. Wie vor., p. 85—86. — 97. **Ders.,** Vegetationsschilderung am rechten Pregelufer. Wie vor., p. 88. — (98.) **Ders.,** Demonstration von Pflanzen. Wie vor., p. 89. — 99. **Borbás V. v.,** Varietates *Bursae pastoris.* Magy. Bot. Lapok I (1902), p. 17-24. — 100. **Ders.,** Varietates *Crepidis conyzaefoliae* binae. Wie vor., p. 85. — 101. **Ders.,** *Hypericum elegantissimum* Crantz. Wie vor., p. 87-88. — 102. **Ders.,** De *Meliloto* Hungariae. Wie vor., p. 101—109. — 103. **Ders.,** *Stachys ambigua* Sm. (*St. palustris* × *silvestris.*). Wie vor., p. 152. — 104. **Ders.,** Species *Hesperidum* Hungariae. Wie vor., p. 161—167, 196-204, 229—237, 261-272, 304-313, 344-348, 369—380; II (1903) p. 12-24. — 105. **Ders.,** *Primula brevifrons* Borb. Ö. B. Z. LII (1902). p. 195. — 106. **Ders.,** *Sinapis Schkuhriana* Rchb. in Hungaria. Magy. Bot. Lapok II (1903). p. 141-146. — 107. **Ders.,** *Sherardia maritima* Griseb. Wie vor., p. 202—203. — 108. **Ders.,** Aberrationes Adenobatorum (Ruborum glandulosorum) foliis subtus canescenti-pubescentibus aut albotomentosis. Wie vor., p. 333-337. — 109. **Ders.,** Delectus seminum in horto botanico universitatis literarum Franc.-Josephinae a. 1904 permutandi causa collectorum et hortis botanicis omnibus oblatorum addita Revisone Knautiarum. Kolosvarini 1904. 8°. 89 S., 1 Tab. — 110. **Ders.,** Species Delphiniorum quasdam in Huthii Monographiam receptas. Magy. Bot. Lapok III (1904), p. 23-26. — 111. **Ders.,** *Abies larix* L. sub *Pinu* var. *adenocarpa* Borb. ined. Wie vor., p. 217. — 112. **Ders.,** Mentharum Nudicipites. Wie vor., IV (1905), p. 48-54. — 113. **Bornmüller, J.,** Über den Formenkreis von *Acer monspessulanus* L. Mitteil. Thüring. B. V. XVIII (1903), p. 45. — 114. **Ders.,** Ein Wort über *Cirsium bohemicum* B. Fleischer. Magy. Bot. Lapok III (1904), p. 76-79. — 115. **Ders.,** *Lysimachia Nummularia* L. und deren Variabilität. Mitteil. Thüring. B. V. XIX (1904), p. 133. — 116. **Ders.,** Über einige Arten aus der Section Pubescentes von *Alchimilla.* Wie vor., p. 133-134. — 117. **Ders.,** Zwei neue Formen von *Pedicularis tuberosa* L. subsp. *elongata* Kerner aus Tirol. Wie vor., XX (1904, p. 92-93. — 118. **Ders.,** *Primula Berninae* Kerner Wie vor., p. 93. — (119.) **Bott F.,** Aus der Pflanzenwelt Unterfrankens II. Über den Bau der Schlehkrüppel. Abh. Würzburg. XXXVI (1904), p. 41-69. — 120. **Bourquin, J.** et **Favre.** Hybrides de *Primula* de la flore neuchâteloise. Rameau de sapin XXXVII (1903) Nr. 4 u. 6. — 121. **Brand A.,** Zweiter Nachtrag zu Huths Flora von Frankfurt. Helios XX (1903), p. 94—97. — 122. **Ders.,** Botanische Miszellen. Eine neue Varietät von *Gypsophila fastigiata* L. Wie vor., XXII (1905), p. 80-81. — 123. **Brandes, W.,** Über neue oder interessante Pflanzen in der Flora von Hannover. 50/54. Jahresber. Hannover (1905), p. 25. — 124. **Ders.,** Über die Veränderungen, welche die Flora von Hannover im verflossenen Jahre erlitten hat. Wie vor., p. 92—93. — 125. **Ders.,** Über die Veränderungen im Bestande der hannoverischen Flora während des letzten Jahres. Wie vor., p. 114—115. — (126.) **Ders.,** Zweiter Nachtrag zur Flora der Provinz Hannover. Wie vor., p. 137—221. — 127. **Braun, C.,** *Diplotaxis muralis.* Schrift. Königsberg. XLIII. (1902), p. 125. — 128. **Ders.,** Über die Verbreitung der *Ilex Aquifolium* in Norddeutschland. Wie vor., XLV. (1904), p. 43. — 129. **Braun, J.,** Beiträge zur Kenntnis der Flora Graubündens. Ber. Schweiz. B. G. XIV (1904), p. 123—126. — 130. **Ders.,** Neue Formen und Standorte für die Bündner Flora. Jahresber. Graubünden. XLVII (1905), p. 123—132. — (131.) **Brehm, V.,** Vegetationsbilder aus der Umgebung von Pettau. D. B. M. XXI. (1903), p. 147—153. — (132.) **Brenzinger, C.,** Die Besiedelung neuer Wegeanlagen usw. mit Pflanzen. Mitteil. Baden. B. V., No. 193 (1904), p. 361—365. — 133. **Ders.,** Flora des Amtsbezirkes Buchen. Wie vor., No. 196/199 (1905), p. 385—416. — 134. **Brick, C.,** Vorkommen der nordischen Zwergbirke (*Betula nana*) im norddeutschen Flachlande. Verh. Hamburg. (3) XII. (1905), p. LXXIX—LXXXI. — 135. **Briquet, J.,** Monographie des Centauries des Alpes maritimes. Bâle et Genève, GEORG et CO. 1902. 8°. 195 pg. Fig. et pl. — 136. **Ders.,** Les *Knautia* du sud-ouest de la Suisse, du Jura et de la Savoie, comprenant des descriptions et observations sur divers autres espèces ou formes européennes. Annuaire jard. bot. Genève VI. (1902), p. 60—142. — (137.) **Ders.,** Louis Perrot, botaniste neuchâtelois (1785—1865). Wie vor., V. (1905), p. 410. — 138. **Britzelmayr, M.,** *Viola Weinharti*, W. BECKER, hybr. nov. 35. Ber. Schwaben und Neuburg. (1902), p. 157—159. — 139. **Brügger, Chr.,** Linde und Ahorn in Rhätien. Bündnerisches Monatsbl. VIII. (1903), p. 101—109. — 140. **Brumhard, Ph.,** Mongraphische Übersicht der Gattung *Erodium.* Dissert. Breslau 1905. 8°. 59 S., Taf. — 141. **Brunies S.,** *Carex baldensis* L. und *Aethionema saxatile* (L.) RBr. im Kanton Graubünden. Bull. Boiss. (2). II. (1902), p. 353—360. — 142. **Ders.,** Floristische Notizen von Ofenberg. Wie vor., III. (1903), p. 29—30. — 143. **Buchenau, F.,** *Scheuchzeriaceae.* Pflanzenreich Heft 16. Leipzig. W. ENGELMANN. 1903. 8°. 19 S., 9 Fig. — 144. **Ders.,** *Alismataceae,* ibid. 66 S., 19 Fig. — 145. **Ders.,** *Butomaceae,* ibid. 12 S., 5 Fig. — (146.) **Ders.,** Baltrum. Abh. Bremen. XVII. 2. (1903), p. 235—243. — 147. **Ders.,** Kritische Nachträge zur Flora der nordwestdeutschen Tiefebene. Leipzig. W. ENGELMANN. 1904. 8°. VI. 74 S. — (148.) **Ders.,** Der Wind und die Flora der ostfriesischen Inseln. Abh. Bremen. XVII. 3. (1904), p. 552—577. — (149.) **Ders.,** Dammhagen. Ein Beitrag zur nordwestdeutschen Landeskunde. Wie vor., XVIII. 1. (1905), p. 1—13. Fig. — (150.) **Ders.,** Zum Schluß der Erörterungen. Wie vor., p. 198. — (151.) **Buchholz, G. u. Müller, W.,** Entgegnung auf die „Beiträge zu Flora von Pommern unter besonderer Berücksichtigung des in der 2. Auflage erschienenen Buches Flora von Pommern von Oberlehrer W. Müller, Stettin, von Fritz Roemer, Polzin in Pommern.“ A. B. Z. XI. (1905), p. 12—15. — 152. **Buchmayer, A.,** Die Lärche (*Larix europaea*) in Mähren und Schlesien. Verh. Forstwirt. Brünn (1904), p. 48—54. — 153. **Bühlmann,** Besprechung der Gattung *Galeopsis.* Mitteil. Bayer. B. G. No. 32. (1904), p. 396. — (154.) **Burnat, E.,** Flore des Alpes maritimes usw. Genève et Bâle, GEORG et CO. III. 1. (1899). III. 2. (1902). 8°. XXXVI. 332 S. — 155. **Burnat, E. et Briquet, J.,** Note sur la *Viola canina* et *montana* de la Flore des Alpes maritimes. Annuaire jard. bot. Genève VI. (1902), p. 143—159. — 156. **Buser, R.,** Notes sur les plantes distribués et diagnoses des espèces nouvelles ou peu connues. Bull. Boiss. (2). II. (1902), p. 619—623. — 157. **Ders.,** Note sur les *Alchimilla glacialis* Buser (ined.), *A. pentaphylla* L. et leurs hybrides. Wie vor., V. (1905), p. 514—516

(1.) **Cajander, A. K.,** Beitrag zur Kenntnis der Entwicklung der europäischen Moore. Fennia XXII. No. 3 (1905), 6 S. — 2. **Calegari, M.,** Nuove aggiunte alla flora di Parenzo in Istria. Atti soc. ital. sc. nat. XLII. (1903), p. 140—204. 3. **Calestani, V.,** Conspectus specierum europaearum generis *Seselcos*. Bull. soc bot. ital. 1905, p. 185—192. — 4. **Ders.,** Conspectus specierum europaearum generis *Peucedani.* Wie vor. p. 193—201. — 5. **Ders.,** Conspectus specierum europaearum generis *Apii.* Wie vor, p. 281—289. — 6. **Ders.,** Contributo alla sistematica delle ombellifere d'Europa. Webbia (1905), p. 89—280. — 7. **Camus, A.** et **Camus, E. G.,** Classification des Saules d'Europe et monographie des Saules de France. Paris, LECHEVALIER 1904, 8°. 385 pg., Atlas 40 pl. — 8. **Dies.,** Classification et monographie des Saules (*Salices*) d'Europe. Vol. II. etc. Paris, ibid. 1905, 8°, 287 pg., Atlas 20 pl. — 9. **Camus, E. G.,** *Dracocephalum austriacum* L. Bull. Boiss. (2) IV (1904), p. 1231. — 10. **Ders.,** Renseignements bibliographiques sur les hybrides de Genre *Rumex.* Wie vor, p. 1232—1240. — 11. **Candolle, Au. de,** Quelques plantes des environs de Ballaigues (Vaud) Wie vor. III (1903), p. 1135. — (12.) **Candolle, C. de,** L'herbier de Gaspard Bauhin déterminé par A. P. de Candolle. Wie vor, IV (1904), p. 201—216. 297—312. 459—474. 721—754. Fig. pl. — (13.) **Capeder, E.,***) Exkursionsflora von Chur und Umgebung. Chur, F. SCHÜLER. 1904 8°, VIII 372, 63 pg. — 14. **Capelle,** *Dipsacus silvestris* × *pilosus.* 50/54. Jahresber. Hannover (1905), p. 27—28. — (15.) **Ders.,** Die Eiszeit und ihre Folgeerscheinungen im norddeutschen Flachlande. Wie vor., p. 104—105. — 16. **Ders.,** Besuch des Standortes von *Betula nana* bei Schafwedel. Wie vor., p. 119. — 17. **Chabert, A.,** Sur quelques *Euphrasies* et *Rhinanthus* de la Suisse. Bull. Murith. XXXI (1902), p. 93—98. — 18. **Chenevard, P.,** Communication sur la flore du Tessin. Bull. Boiss. (2) II (1902), p. 114—115. — 19. **Ders.,** Contributions à la flore du Tessin. (I.) Wie vor, p. 763—782. — 20. **Ders.,** Orchidées en environs de Genève. Wie vor, p. 1022—1023. — 21. **Ders.,** Contributions à la flore du Tessin. Une herborisation au Mont Ghiridone. Wie vor, III (1903), p. 288—305. — 22. **Ders.,** Contributions à la flore du Tessin (II). Wie vor, p. 422—452. — 23. **Ders.,** Note sur la *Viola pachyrrhizoma* F. O. Wolf. Bull. Murith. XXXII (1903), p. 198—199. — 24. **Ders.,** Notes sur la lacunne tessinoise. Boll. ticinese sc. nat. I (1904), p. 48—57. — 25. **Ders.,** Une Urticacée nouvelle de Tessin. Bull. Boiss. (2) IV (1904), p. 494. — 26. **Ders.,** Notes floristiques sur le Val Verzasca. Wie vor, p. 494—495. — 27. **Ders.,** Contributions à la flore du Tessin (III). 2. Herborisations dans le Val Verzasca. Wie vor, p. (533), 541—547, 635—650, 791—807. Fig. — 28. **Ders.,** Deux plantes des Alpes du Tessin nouvelles pour la flore Suisse. Wie vor, p. 1179. — 29. **Ders.,** *Viola montana* × *stagnina.* Bull. S. B. Genève. X (1904), p. 98. — 30. **Ders.,** Contributions à la flore du Tessin (IV). Bull. Boiss. (2) V. (1905), p. 329—334. pl. V. — 31. **Chenevard, P.** et **Braun, J.,** Contributions à la flore du Tessin (V), Herborisation dans les vallées de Bavona el de Peccia. Annuaire jard. bot. Genève. IX (1905), p. 1—92. — 32. **Chodat, R.,** Sur la flore du Val de Ferret valaison. Bull. Boiss. (2) II (1902), p. 964—967. — (33.) **Ders.,** Sur la flore du Tessin. Wie vor, III (1903), p. 331—362. — 34. **Ders.,** Le gui et le sapin rouge. Wie vor., IV (1904), p. 392. — 35. **Ders.,** Une station de Pyroles dans le Jura Vaudois. Wie vor, IV (1904), p. 1180. — 36. **Ders.,** Quelques remarques sur la flore des Ormonts. Wie vor, V (1905), p. 1192. — (37.) **Chodat, R.** et

---

*) Vergl. die abträgliche Kritik im Ber. Schweiz. B. G. XIV (1904), p. 66 und in Bot. Cbl. XCV (1903), p. 458.

Pampanini, R., Sur la distribution des plantes des Alpes austro-orientales et plus particulièrement d'une choix des plantes des Alpes cadoriques et vénétiennes. Globe. XLI (1902), p. 63—132, Fig. — 38. **Christ, H.,** Note sur quelques *Carex* rares ou nouveaux des Alpes Lémanniennes. Annuaire jard. bot. Genève. VI (1902), p. 154—156. — (39.) **Ders.,** Urwaldreste in den Brünig-Waldungen. Schweiz. Zeitschr. für Forstwes. LIII (1902), p. 252—257, Fig. — 40. **Ders.,** Zur Flora des oberen Lago Maggiore. Ber. Schweiz. B. G. XIII (1903), p. 154—156. — 41. **Ders.,** Notes sur le Jura bâlois, notamment sur quelques plantes calcifuges. Archiv. fl. jurass. V No. 45/46 (1904), p. 48—49. — (42.) **Ders.,** Le Jura bâlois. Wie vor, VI No. 53/54 (1905), p. 97—102. — (43) **Cieslar, A., Hayek, A. v.** u. **Ginzberger, A.,** Exkursionen in die Umgebung Wiens. Führer wissensch. Exkursionen No. 5 (1905), 15 S., Taf. XXVI bis XXXII. — (44.) **Claire, Ch.,** Les plantes utiles et remarquables de la flore des Vosges. Bull. soc. philom. vosgienne XXIX (1903/4), p. 203—332. — (45 **Coaz, J.** u. **Schroeter, C.,** Anweisung zur Erforschung der Verbreitung der wild wachsenden Holzarten. Bern 1902. 8⁰. 10 S. u. Taf. — (46.) **Dies.,** Ein Besuch im Val Scarl mit einem Anhang von H. C. Schellenberg. Bern, STÄMPFLI 1905. 8⁰. 55 S., Fig., Kart. — (47.) **Cobol, N.,** Flora in: Alpi Giulie. Trieste 1903. 8⁰. p. 48—58. — 48. **Coka,** *Ostericum palustre* bei Czernowiz. 1. Ber. Bot. Garten Olmütz 1905, p. 22. — 49. **Ders.,** *Galanthus nivalis* var. *Spitzneri.* Podp. Wie vor., p. 27. — (50.) **Conwentz, H.,** Amtlicher Bericht über die Verwaltung der naturhistorischen etc. Sammlungen für das Jahr 1901. Danzig 1902. 4⁰. 57 S., 26 Taf. — 51. **Ders.,** Über das Vorkommen von *Betula nana* im norddeutschen Flachlande. Allg. Forst- u. Jagdztg. LXXVIII (1902), p. 96. — (52.) **Ders.,** Die Gefährdung der Flora der Moore. Prometheus XIII (1901), N. 635, p. 161—164. — (53.) **Ders.,** Bemerkenswerte urwüchsige Bäume und Bestände im Kreise Graudenz. Schrift. Danzig X, 4 (1902), p. 45—49. — (54.) **Ders.,** Schutz den Naturdenkmälern. Brandenburgia XII (1903), p. 302—304. — (55.) **Ders.,** Einige in Westpreußen getroffene Maßnahmen zum Schutze der ursprünglichen Pflanzenwelt. Schrift. Danzig XI ¹/₂ (1904), p. 71—76. — 56. **Ders.,** *Salvia glutinosa*, bei Graudenz verwildert. Wie vor., p. 96. — (57.) **Ders.,** Das westpreußische Provinzialmuseum 1880 bis 1905. Nebst bildlichen Darstellungen aus Westpreußens vorgeschichtlicher Kunst. Danzig 1905. 4⁰. 80 Taf. — (58.) **Ders.,** Bemerkenswerte Fichtenbestände, namentlich im nordwestlichen Deutschland. Aus der Natur I (1905), p. 521—530, 545—552. — 59. **Ders.,** Die Fichte im norddeutschen Flachlande. Ber. D. B. G. XXIII (1905), p. 220 bis 234, Fig. — (60.) **Ders.,** Aus den Wäldern der Umgegend Thorns. 26. 27. Ber. Westpreuß. B.-Z. V. (1905), S. 86*. — 61. **Corboz, F.,** Flora aclensis etc. Bull. soc. vaud. (4) XXXIX., No. 146 (1903), p. 211—232. — 62. **Cornaz, Ed.,** Les Alchimilles bormiaises. Bull. Neuchâtel XXVIII (1900), p. 52—60. — 63. **Ders.,** Qu'est-ce que la *Rosa pendulina* L. ? Rameau de sapin XXXVIII (1904), p. 48. — 64. **Correvon,** *Campanula excisa* bei Belalp. Verh. Schweiz. naturf. Ges. 84. Vers. Zofingen 1901, p. 173. — (65.) **Cossmann,** Deutsche Schulflora. Sonderausgabe für Norddeutschland. Bearbeitet von Dr. F. Höck. Breslau, F. HIRT 1902. 8⁰. 438 S. — (66.) **Ders.,** Deutsche Schulflora zum Schulgebrauche und zum Selbstunterricht. Bearbeitet von H. Cossmann u. F. Huisgen. 3 Aufl. Breslau, F. HIRT 1904. 8⁰. 408 S. — (67.) **Cowles, B. C.,** Ecological Problems connected with Alpine Vegetation. Science XV (1902), p. 459—460. — 68. **Cruchet, D.,** Contribution à la flore des environs d'Yverdon. Phanérogames adventices et micromycetes. Bull. soc. vaud. (4) XXXVIII, No. 145 (1902), p. 325—335.

(1.) **Dalla Torre, K. W. v.,** Pflanzen- und Tierwelt im nördlichen Mittelgebirge bei Innsbruck. 22. Jahresb., Innsbrucker Verschönerungsverein (1902), p. 8—16. — 2. **Defferegger, S.,** *Juniperus nana* Willd. Mitteil. Deutsch. Dendrol. Ges. (1905), p. 204. — 3. **Dengler, A.,** Die Horizontalverbreitung der Kiefer (*Pinus silvestris* L) etc., Neudamm 1904. 8° 6. 132 S., Karte, Taf. — (4.) **Deppe,** Skizzen der Pflanzengeographie des Eichsfeldes. Mitteil. Thüring. B. V. XIX (1904), p. 129—130. — 5. **Derganc, L.,** Einige Bemerkungen über *Primula carniolica* und ihre Bastarde. Acta horti jurjev. II (1901), p. 153—156, III (1902), p. 27—31. — 6. **Ders.,** Geographische Verbreitung der *Moehringia diversifolia* Doll. A. B.-Z. VIII (1902), p. 175—176. — 7. **Ders.,** Geographische Verbreitung der *Daphne Blagayana* Freyer. Wie vor., p. 176—179, 195—197. — 8. **Ders.,** Über geographische Verbreitung der *Zahlbrucknera paradoxa* Rchb. pat. Wie vor., IX (1903), p. 5—7. — 9. **Ders.,** Geograpische Verbreitung der *Campanula Zoysii* Wulf. Wie vor., p. 26—27. — 10. **Ders.,** Geographische Verbreitung der *Gentiana Froelichii* Jan. Wie vor., p. 67. — 11. **Ders.,** Über geographische Verbreitung des *Heliosperma glutinosum* (Zoys) Rchb. Wie vor., p. 123—125. — 12. **Ders.,** Nachtrag zu dem Aufsatze über die geographische Verbreitung der *Daphne Blagayana* Freyer. Wie vor., X. (1904), p. 44—47. — 13. **Ders.,** Geographische Verbreitung der *Primula Wulfeniana* Schott und der *Primula Clusiana* × *minima*. Wie vor., p. 76—79. — 14. **Ders.,** Kurze Bemerkungen über etliche Pflanzen. Wie vor., p. 108—112.*) — 15. **Ders.,** Geographische Verbreitung der *Arabis Scopoliana* Boiss. Wie vor., p. 145—149. — 16. **Ders.,** Geographische Verbreitung des *Gnaphalium Leontopodium* (L.) Scop. auf der Balkanhalbinsel. Wie vor., XI. (1905), p. 154—156. 17. **Derganc, L.** u. **Kocbeck, F.,** Geographische Verbreitung der *Saxifraga sedoides* L. var. *Hohenwarthii* (Vest) Engl. Wie vor., IX (1903), p. 161—162. — 17a **Dieckhoff, H.,** *Saxifraga Hirculus* L. bei Lehe. Aus der Heimat, für die Heimat. 1900. Bremerhaven 1901, p. 60. — (18.) **Dieterich, H. A.,** Flora zweier Albmarkungen. Jahreshefte Württemberg. LX (1904), p. 118—146. — (19.) **Ders.,** Ein botanischer Streifzug über die Grenzen. Wie vor., LXI (1905), p. 387—396. — (20.) **Diettrich-Kalkhoff, E.,** Ein botanischer Ausflug nach Südtirol. Lehrmittelsammler, VI (1904), p. 27—28. — 21. **Dörfler, J.,** Herbarium normale. Wien. Schedae ad centuriam XLII (1901), p. 27—58, cent XLIII (1902), p. 59—84, cent. XLIV (1902), p. 85—115, cent. XLV (1903), p. 117—156, cent XLVI (1904), p. 157—182. — 22. **Ders.,** Über den Bastard *Anagallis arvensis* × *coerulea*. Verh. Z.-B.G., LIII (1903), p. 563—564. — 23. **Ders.,** Jahreskatalog der Wiener botanischen Tauschanstalt pro 1904. Wien, 1904. 4°. p. 209—236. — 24. **Ders.,** Desgl. pro 1905. Wien, 1905. 4°. p. 237—264. — 25. **Domin, K.,** Ein Beitrag zur Kenntnis der Phanerogammenflora von Böhmen. Sitzber. böhm. Ges. Wiss., 1902, No. XXII, 16 S. — 26. **Ders.,** Zweiter Beitrag zur Kenntnis der Phanerogamenflora von Böhmen. Wie vor., No. LVIII, 52 S. — 27. **Ders.,** Beiträge zur Kenntnis der böhmischen *Potentilla*-Arten. Wie vor., 1803, No. XXV, 47 S., 1 Taf. — 28. **Ders.,** Kritische Bemerkungen zur Kenntnis der böhmischen *Koeleria*-Arten. A. B. Z IX (1903), p. 21—25, 41—45, 77—81. — (29.) **Ders.,****) Durch das Moldautal zwischen Kamýk und Zvikov, eine pflanzengeographische Skizze (tschechisch). Sbornik Ceske Spolecnosti Zemevedne, 1903, Sep., 16 pg. — (30.) **Ders.**, Brdy. Das Brdygebirge. Eine phytographische Studie (tschechisch). Bibliothek böhm. Ges. f. Landeskunde in Prag, No. 2, (1904), 84 S., 1 Karte. — (31.) **Ders.**, Ceské Stredohore-Studie phytografická, No. XVI. der durch den Jubiläumspreis der Kgl. böhm. Ges. Wiss. preisgekrönten Schriften. Prag. 1904. 8⁰. 248 S., 5 Taf. — (32.) **Ders.**, Die Vegetationsverhältnisse des tertiären Beckens von Veseli, Wittingau und Gratzen in Böhmen. Beih. B. Cbl., XVI (1904), p. 301—346, 415—455, Fig., 2 Taf. — 33. **Ders.**, Fragmente zu einer Monographie der Gattung *Koeleria*. Magy. Bot. Lapok, III (1904), p. 174—189, 254—281, 329—348. — 34. **Ders.**, *Lysimachia Zawadskii* Wiesner, eine interessante Form der veränderlichen *L. Nummularia*. L. Wie vor., p. 233—238. — 35. **Ders.**, Neue Beiträge zur Kenntnis der böhmischen *Potentilla*-Arten. Sitzber. Böhm. Ges. Wiss., 1904, No. XIV, 12 S., 1 Taf. — 36. **Ders.**, Dritter Beitrag zur Kenntnis der Phanerogamenflora von Böhmen. Wie vor., No. XVIII. 81 S., 1 Taf. — (37.) **Ders.**, Das böhmische Erzgebirge und sein Vorland. Archiv d. Landesdurchforschung Böhmen, XII, No. 5 (1905), 160 S., Taf. — 38. **Ders.**, Über das Vorkommen der *Koeleria arenaria* Dum. var. *intermedia* Ahlq. sp. an der Nordseeküste südlich von Cuxhaven. Aus der Heimat, für die Heimat, 1903/4. Bremerhaven. 1905, p. 28—30. — (39.) **Ders.**, Plantae novae bohemicae annis 1900—1904 detectae vel descriptae. Bull. Acad. geogr. bot. (2) VII (1905), p. 253—268, 285—300. — (40.) **Ders.**, Das böhmische Mittelgebirge. Eine phytographische Studie. Bot. Jahrb. XXXVII (1905), p. 1—59. — 41. **Ders.**, Über einen neuen *Rubus*-Bastard aus Böhmen. Magy. Bot. Lapok, IV (1905), p. 135—186. — 42. **Ders.**, Was ist *Aira cristata?* Wie vor., p. 331—337. — 43. **Ders.**, Einige Novitäten aus Böhmen. Repert. nov. spec. I (1905), p. 11—15*). — 44. **Ders.**, Phanerogamae novae Bohemicae. Wie vor., p. 129—131**). — 45. **Ders.**, Vierter Beitrag zur Kenntnis der Phanerogamenflora von Böhmen. Sitzber. böhm. Ges. Wiss. 1905 Nr. XIX, 60 S., Fig., Taf. — 46. **Ders.**, Zur Kenntnis der *Koelerien* vom südlichen Rande des Harzes. A. B. Z. XI (1905), p. 46—49. — (47.) **Domluvil, E.**, Der Berg Radhošt und seine Pflanzen. Wallachisch-Meseritz. Selbstverlag 1901. 8⁰. 14 S. — (48). **Drecker, J.**, Schulflora des Regierungsbezirkes Aachen. 2. Aufl. Aachen, J. SCHMIDT, 1905. 8⁰. 282 S. — (49.) **Drude, O.**, Der hercynische Florenbezirk etc. Leipzig. W. ENGELMANN. 1902. 8⁰. XIX, 671 S. 16 Fig., 5 Taf. u. 2 Karten. — (50.) **Ders.**, Rückblicke auf die Bearbeitung der Pflanzengeographie von Sachsen und Thüringen. Abh. Isis Dresden (1902), p. 138—145. — (51.) **Ders.**, Mitteilungen über botanische Reisen 1899 u. 1903 in Ostpreußen. Wie vor., 1903, p. 77—93. — 52. **Dubois, P.**, *Gentiana acaulis* L. et *G. excisa* Presl. Rameau de sapin XXXIV (1900) Nr. 12, XXXV (1901) Nr. 1, XXXVI (1902) Nr. 6. — (53.) **Düggeli, M.**, Pflanzengeographische und wirtschaftliche Monographie des Sihltales bei Einsiedeln. Vierteljahrsschr. Zürich XLVII (1903), p. 49—270.

---

*) Vergl. Fedde, F., ibid., p. 187.

**) Diese und die beiden folgenden Nummern wurden mir vom Verfasser namhaft gemacht.

(1.) **Eberwein, R.** u. **Hayek, A.**, Vorarbeiten zu einer pflanzengeographischen Karte Österreichs. I. Die Vegetationsverhältnisse von Schladming in Obersteiermark. Abh. Z.- B. G. II. 3 (1904). 28 S. Karte. — 2. **Eblin, B.**, Die Vegetationsgrenzen der Alpenrosen als unmittelbarer Anhalt zur Festsetzung früherer beziehungsweise möglicher Waldgrenzen in den Alpen. Schweiz. Zeitschr. f. Forstwesen LII (1901), p. 133—138, 157—162. — 3. **Eckardt, W.**,

---

*) Originaldiagnosen für Nr. 45.

**) Abdruck der Diagnosen aus Nr. 36.

Neue Fundorte seltener Pflanzen im südlichen Thüringen. D. B. M. XX (1902), p. 30. — 4. **Ders.,** Bemerkungen und Berichtigungen zu „Neue Fundorte seltener Pflanzen im südlichen Thüringen“. Wie vor., p. 116—117. — (5.) **Ders.,** Beiträge zur Kenntnis der thüringischen Pflanzenwelt. Mitteil. Thüring. B. V. XVIII (1903), p. 57—69. — 6. **Eckstein,** Bemerkungen zum Aufsatz des Herrn Dr. PROBST Seite 335 und 336 von Nr. 191/192 der Mitteilungen. Mitteil. Baden B. V. Nr. 194/195 (1904), p. 383. — (7.) **Eggers, H.,** Nachtrag zu meinem Pflanzenverzeichnis. A. B. Z. VIII (1902), p. 8—9, 26—28, 60—63, 80—81. — (8.) **Ders.,** Zur Richtigstellung der Erklärung zu dem Nachtrage meines Pflanzenverzeichnisses von HANS FITTING, AUGUST SCHULZ und EWALD WÜST. Wie vor., p. 150—151. — 9. **Eichler, J.,** Botanische Sammlungen 1902. Jahreshefte Württemberg LVIII (1902), p. XXVII—XXX. — 10. **Ders.,** Desgl. 1903. Wie vor., LIX (1903), p. XVII. — 11. **Ders.,** Desgl. 1904. Wie vor., LX (1904), p. XVI—XVII. — 12. **Ders.,** Desgl. 1905. Wie vor., LXI (1905), p. XV—XVI. — (13.) **Ders.,** Die Pflanzenwelt in der Umgebung von Wildbad in: Weizbäcker Th., Wildbad 2. Aufl. Stuttgart, HOLLAND u. JOSENHAUS, 1905. 8⁰. p. 47—55. — (14.) **Eichler, J.** u. **Gradmann, R.,** Bericht der Kommission für die pflanzengeographische Durchforschung Württembergs und Hohenzollerns. Wie vor., LIX (1903), p. 350—353. — 15. **Eichler, J., Gradmann, R.** u. **Meigen, W.,** Ergebnisse der pflanzengeographischen Durchforschung von Württemberg, Baden und Hohenzollern. I. Beilage zu Jahreshefte Württemberg LXI (1905). 8⁰. 78 S. 2 Kart. — (16.) **Emmerling, A.** u. **Weber, C.,** Beiträge zur Kenntnis der Dauerweiden in den Marschen Norddeutschlands. Arbeit. Landwirtschaftl. Ges. LXI (1901), 127 S. — **Endemann, M.,** Schlesiens älteste Eiche. Gartenwelt V. (1901), p. 429—430. — 18. **Engelhardt, R.,** Die Brunnenkresse im Dreienbrunnen zu Erfurt. Deutsche Gärtnerzeitg. XVII (1903), p. 259—263. — (19.) **Engell, M. C.,** Beitrag zur naturgeschichtlichen Kenntnis der Insel Röm. Abh. Bremen XVII 2 (1903), p. 245—253. — (20.) **Engler, A.,** Die Pflanzenformationen und die pflanzengeographische Gliederung der Alpenkette, erläutert an der Alpenanlage des neuen botanischen Gartens zu Dahlem-Steglitz bei Berlin. 2. Aufl. Notizbl. Bot. Garten etc. Berlin VII App. (1903) 3. 96 S. 2 Karten. (21.) **Ders.,** Grundzüge der Entwickelung der Flora Europas seit der Tertiärzeit. Bot. Jahrb. XXXVI, Beibl. No. 81 (1905), p. 5—27. — 22. **Erdner, E.,** Eine für Bayern neue *Calamagrostis*-Art. Mitteil. Bayer. B. G. No. 22 (1902), p. 223—224. — 23. **Ders.,** Einige interessante Bastarde aus der Neuburger Flora. Wie vor., No. 27 (1903), p. 299—301. — 24. **Ders.,** Neuburger *Lappa*-Arten, -Formen und -Bastarde. Wie vor., No. 31 (1904), p. 372—373, No. 32 (1904), p. 388—390. — 25. **Ders.,** Zwei neue Funde aus Schwaben. Wie vor., No. 34 (1905), p. 425 bis 427. — 26. **Ehrhard, Th.,** Jahresbericht der botanischen Sektion pro 1902. Jahresber. Nürnberg f. 1902, Nürnberg 1903, p. 59—62. — 27. **Ders.,** Jahresbericht etc. pro 1903. Wie vor., f. 1903. Nürnberg 1904, p. 67—71. — 28. **Ders.,** Jahresbericht etc. pro 1904. Wie vor., f. 1904. Nürnberg 1905. p. 95—98. — 29. **Ders.,** Jahresbericht etc. pro 1905. Wie vor., f. 1905. Nürnberg 1906, p. 72—75. — (30.) **Erichsen, C. F. E.,** Vegetationsbilder aus der Heimat. Aus der Heimat. XV (1905), p. 231—237. Fig.

(1.) **Frankhauser, F.,** Der oberste Baumwuchs. Schweiz. Zeitschr. f. Forstwesen. LII (1901), p. 1—5. — 2. **Ders.,** Zur Kenntnis des forstlichen Verhaltens der Weißerle. Wie vor., LIII (1902), p. 33—44, 74—78. — 3. **Ders.,** Moorkiefernbestand der Gemeinde Saignelégier. Wie vor., p. 228—230. — 4. **Ders.,** Das Arvenbeständchen auf dem Gottschalkenberg. (Kt. Zug). Wie vor., LIV (1903), p. 83—85, Fig. — 5. **Ders.**, Die Eibe auf der Montbijou-Besitzung zu Bern. Wie vor., p. 176—177. — 6. **Ders.**, Der Wallnußbaum etc. Wie vor., LV (1904), p. 1, 34, Fig. — 7. **Ders.**, Die Schlangenfichte im Kalteneggwalde. Wie vor., p. 306—308, Fig., Taf. — 8. **Ders.**, Der große Ahorn am Hasliberg. Wie vor., LVI (1905), p. 1—5, Fig. — (9.) **Favarger, L. D. u. Rechinger, K.**, Vorarbeiten zu einer pflanzengeographischen Karte Österreichs. III. Die Vegetationsverhältnisse von Aussee in Obersteiermark. Abh. Z.-B. G. III. 2 (1905), 35 S., Karte. — 10. **Favre, E.**, Hieracia intéressants ou nouveaux récoltés au Simplon (Valais). Bull. Boiss. (2) III (1903), p. 1130—1134. — (11.) **Fedde, F.**, Unsere Teichflora. Allg. Fischereizeitg. XXVI (1901), p. 28—31, 55—59, 101—105, 177—180, 218—221. — 12. **Fellner, F.**, *Ranunculus Flammula* L. bei Rein. Mitteil. Steierm. XLI (1904), p. LI. — 13. **Ders.**, *Crocus albiflorus* in den Murauen bei Puntigam. Wie vor., XLII (1905), p. CVI. — (14.) **Feltgen, E.**, Marsch, sowie nächste und weitere Umgebung zum Gebrauch für Naturfreunde. Ver. Luxemburger Naturfreunde, Heft 3 (1901) 8°. — 15. **Figert, E.**, Botanische Mitteilungen aus Schlesien. A. B. Z. VII (1902), p. 112—114. — 16. **Ders.**, Caricologisches aus Schlesien. D. B. M. XXI (1903), p. 110—114. — 17. **Ders.**, Beiträge zur schlesischen Phanerogamenflora. A. B. Z. IX (1903), p. 112—114. — 18. **Ders.**, Beiträge zur Kenntnis der Brombeeren in Schlesien. Wie vor., XI (1905), p. 177—179. — (19.) **Filarszky, F.**, Ein Ausflug in den Harz unter Führung Prof. Aschersons. Festschr. f. Ascherson 1904, p. 263—271. — 20. **Fiori, A.**, **Beguinot, A.** et **Pampanini, R.**, Schedae ad floram italicam exsiccatam. Nuovo Giorn. bot. ital. XII (1904), p. 141—216. — 21. **Fischer, Ed.**, Flora des Thunerseeufers zwischen Merlingen und Beatenberg. Mitteil. Bern a. d. J. 1905, No. 1591/1608, Bern 1906, p. XXV. — 22. **Fischer, G.**, *Juncus obtusiflorus* var. *Schillingeri*. Fischer. Mitteil. Bayer. B. G. No. 25 (1902), p. 266—269. — 23. **Ders.**, Beitrag zur Kenntnis der bayerischen *Potamogetoneen*. Wie vor., No. 27 (1903), p. 301—306 (III), No. 31 (1904), p. 356—366, No. 32 (1904), p. 375 bis 388 (IV), No. 37 (1905), p. 471—476 (V). — (24.) **Fischer, L.**, Flora von Bern. 7. verb. Aufl. Bern, H. KÖRBER 1903, 8°, XXXVI, 315 S., Karte. — 25. **Ders.**, Dritter Nachtrag zum Verzeichnis der Gefäßpflanzen des Berner Oberlandes mit Berücksichtigung der Standortsverhältnisse, der horizontalen und vertikalen Verbreitung. Mitteil. Bern a. d. J. 1904, No. 1565/1590, Bern 1905, p. 152—164. — 26. **Fischer, Th.**, Der Ölbaum. Seine geographische Verbreitung, seine wirtschaftliche und kulturhistorische Bedeutung. PETERMANN, Geogr. Mitteil. Ergänzungsheft No. 147 (1904), 87 S., Karte. — (27.) **Fitting, H., Schulz, A. u. Wüst, E.**, Erklärung zum Nachtrag zu meinem Pflanzenverzeichnis von H. EGGERS. A. B. Z. VIII (1902), p. 123—125. — 28. **Dies.**, Beiträge zur Kenntnis der Flora der Umgebung von Halle a. S. I. Zeitschr. f. Naturwiss. LXXVI (1903), p. 110—116. — 29. **Dies.**, *Ornithogalum Knauthianum* Haußkn. Wie vor., LXXVI (1903), p. 353—364, Taf. — (30.) **Flahault, Ch.**, Herborisation au Schneeberg de Vienne le 18. Juin 1905. Soc. bot. France LII (1905), p. XCVII—CII. — 31. **Fleischer, B.**, *bohemicum* Fleischer. Jahres-Katalog pro 1901. Wien. bot. Tauschanstalt p. 153. — 32. **Ders.**, *Malva Zoernigi* Fleischer (*M. neglecta* Fr. × *silvestris*). Ö. B. Z. LII (1902), p. 357—358. — 33. **Ders.**, Kritische Bemerkungen über *sepincolus* Haußkn. Wie vor., LIII (1903), p. 420—422. — 34. **Fleischmann, H.**, Zur Orchideen-Flora Lussins. Verh. Z. B. G. LIV (1904), p. 471—477. — 35. **Fleischmann, H. u. Rechinger, K.**, Über eine verschollene Or Nieder-Österreichs. Ö. B. Z. LV (1905), p. 267—271. — 36. **Fleissner.** sprechung der Gattung *Orchis*. Mitteil. Bayer. B. G. Nr. 32 (1904), p. 365

37. **Focke, W.,** Zur Flora von Wangeroog. Abh. Bremen XVII 2 (1902). p. 440—446. — (38.) **Ders.,** Die natürlichen Standorte für einheimische Wanderpflanzen im norddeutschen Tieflande. Festschr. f. Ascherson 1904. p. 248—262. (39.) **Ders.,** Änderungen der Flora an der Nordseeküste. Abh. Bremen XVIII 1 (1904), p. 175—181. — 40. **Ders.,** *Oenothera ammophila.* Wie vor., p. 182—186. — 41. **Ders.,** *Tragopogon praecox.* Wie vor., p. 187—189. — (42.) **Ders.,** Vor fünfzig Jahren. Wie vor., XVIII 2 (1905), p. 276—279. — (43.) **Frank, L.,** Flora der Länder am Quanero. 1. Ber. Bot. Garten Olmütz (1905), p. 18—20. — 44. **Freude, E.,** *Trapa natans* L. bei Pistowitz. 3. Ber. Club f. Naturk. Brünn (1901), p. 9. — (45.) **Freuler, B.,** Forstliche Vegetationsbilder aus dem südlichen Tessin. Atti soc. elvet. sc. nat. 86. sess. Locarno 1903 Zurigo 1904. p. 269—292, 9 Tav. — (46.) **Frickhinger, E.,** Die Gefäßpflanzen des Rieses. Ein Beitrag zur pflanzengeographischen Durchforschung Süddeutschlands. Dissert. Erlangen 1904. 8⁰. 53 p., 1 Karte. — 47. **Fritsch, K.,** Bericht der botanischen Sektion über ihre Tätigkeit im Jahre 1901. Mitteil. Steierm. XXXVIII (1901) p. LII—LXXII. — 48. **Ders.,** Exkursion nach Puntigam am 22. Juni 1901. Wie vor., p. LXII—LXIII. — 49. **Ders.,** *Daphne Blagayana* Frey. aus Römerbad. Wie vor., p. LXIII. — 50. **Ders.,** Notizen über Phanerogamen der steiermarkischen Flora. I. Die in Steiermark wachsenden Arten der Gattung *Koeleria.* Wie vor., p. 218—221. — 51. **Ders.,** Flora exsiccata Austro-Hungarica Nr. 3201—3600. Schedae IX. Vindobonae, G. FRICK 1902. 8⁰. 152 p. — 52. **Ders.,** Bericht der botanischen Sektion über ihre Tätigkeit im Jahre 1902. Mitteil. Steierm. XXXIX (1902), p. XXXV—LII. — 53. **Ders.,** Exkursion auf den Plabutsch am 30. April 1902. Wie vor., p. XXXIX. — 54. **Ders.,** Exkursion auf den Gamskogel bei Stübing am 28. Mai 1902. Wie vor., p. XL. — 55. **Ders.,** Vorlage von Pflanzen aus Steiermark. Wie vor. p. XLI. — 56. **Ders.,** Exkursion in den Teigitschgraben bei Voitsberg am 29. Juni 1902. Wie vor., p. XLII. — 57. **Ders.,** Exkursion nach St. Stephan am Gratkorn am 24. September 1902. Wie vor., p. XLIII. — 58. **Ders.,** Vorlage von Pflanzen aus Steiermark. Wie vor., p. XLV. — 59. **Ders.,** *Brunella spuria* Stapf, von der Platte bei Graz. Wie vor., p. XLV—XLVI. — 60. **Ders.,** Botanische Sektion des naturwissenschaftlichen Vereins für Steiermark in Graz. Ö. B. Z. LII (1902), p. 129—131, 167—170, 287—291, 328—331. — 61. **Ders.,** Bericht der botanischen Sektion über ihre Tätigkeit im Jahre 1903. Mitteil. Steierm. XL. (1903), p. XLIII—LIX. — 62. **Ders.,** Exkursion nach Wildon am 29. April 1903. Wie vor., p. XLV. — 63. **Ders.,** Exkursion zu den Wundschuher Teichen am 27. Juni 1903. Wie vor., p. XLVIII—XLIX. — 64. **Ders.,** Exkursion nach Gratwein am 3. Juli 1903. Wie vor., p. L. — 65. **Ders.,** Exkursion nach Laßnitz am 30. September 1903. Wie vor., p. L. — 66. **Ders.,** Bot. Sektion des naturwissensch. Ver. für Steierm. in Graz. Ö. B. Z. LIII (1903), p. 258—263, 387—390. — 67. **Ders.,** Floristische Notizen. I. *Phacelia tanacetifolia* Benth. in Kärnten und Steiermark. Wie vor., p. 405—406. — 68. **Ders.,** Bericht der botanischen Sektion über ihre Tätigkeit im Jahre 1904. Mitteil. Steierm. XLI (1904) p. XLII—LXIII. 69. **Ders.,** *Salix caprea*×*purpurea* bei Liebach. Wie vor., p. XLV. — 70. **Ders.,** Über *Gagea pratensis* (Pers.) Rchb. von Steiermark. Wie vor., p. XLV. — 71. **Ders.,** Vereinsausflug auf das Bachergebirge am 15. Mai 1904. Wie vor., p. XLVI—XLVII. — 72. **Ders.,** Seltene Pflanzen aus Steiermark. Wie vor., p. XLVII—XLVIII. — 73. **Ders.,** 3. u. 4. Exkursion der botanischen Sektion. Wie vor., p. XLIX—L. — 74. **Ders.,** Seltene Pflanzen aus der Umgebung von Graz. Wie vor., p. L. — 75. **Ders.,** Notizen über Phanerogamen

der steiermärkischen Flora. II. Die Hopfenbuche, ihre Nomenklatur und ihre Verbreitung in Steiermark. Wie vor., p. 102—107. — 76. **Ders.,** Botanische Sektion des naturwissenschaftlichen Vereins für Steiermark in Graz. Ö. B. Z. LIV. (1904). p. 191—194. — 77. **Ders.,** Floristische Notizen II. *Erythronium dens canis* L. in Niederösterreich und Nachtrag zu I. Wie vor., p. 240—241. — 78. **Ders.,** Bericht der botanischen Sektion über ihre Tätigkeit im Jahre 1905. Mitteil. Steierm. XLII. (1905), p. CI—DXXIX. — 79. **Ders.,** Seltene Pflanzen aus Österreich. Wie vor., p. CIV. — 80. **Ders.,** Bericht über die Exkursionen im Jahre 1905. Wie vor., p. CXX—CXXII. — 81. **Ders.,** Floristische Notizen. III. *Rubus apum* n. sp. Ö. B. Z. LV. (1905). p. 85. — 82. **Ders.,** Botanische Sektion des naturwissenschaftlichen Vereins für Steiermark in Graz Wie vor., p. 245—248. — 83. **Fritsche, F.,** Pflanzen aus Sachsen. Sitzber. Isis Dresden. (1903), Sitzber. p. 4. — 84. **Fromherz,** *Saxifraga decipiens* Ehrh. Mitteil. Baden. B. V. No 193. (1904). p. 365—366. — 85. **Fromherz, Kobelt, Linder, Mayer, Öttinger, Schlatterer** und **Thellung,** Neue Standorte. Wie vor., No. 189. (1903), p. 335—336. — 86. **Fromm, Fr.,** *Butomus umbellatus* L., forma *albiflorus*. A. B. Z. XI. (1905), p. 161—162. — 87. **Früh, J.,** Notizen zur Naturgeschichte der Kantons St. Gallen. III. Hochmoore oberhalb Plons b. Mels. Jahrb. St. Gallen f. 1903. St. Gallen 1904, p. 492—498. — (88.) **Früh, J.** und **Schröter, K.,** Die Moore der Schweiz mit Berücksichtigung der gesamten Moorfrage. Bern, A. FRANKE 1904. 4°. 18, 750 p. 45 Fig., 4 Taf., 1 Karte. — 89. **Führer, G.,** Forschungsergebnisse aus dem Kreise Heydekrug. Schrift. Königsberg. XLIII. (1902), p. 95—109. — 90. **Ders.,** Floristische Untersuchungen in den Kreisen Heydekrug und Tilsit. Wie vor., XLIV. (1903), p. 137—144. — 91. **Ders.,** Floristisches aus dem Kreise Johannisburg. Wie vor., XLV. (1904), p. 17—23. — 92. **Ders.,** Beiträge zur Kenntnis der Flora des Kreises Tilsit 1903. Wie vor., p. 23—28. — 93. **Ders.,** Botanische Exkursion in den Kreisen Tilsit, Ragnit und Pillkallen. Wie vor., XLVI. (1905), p. 75—78 — (94.) **Fünfstück, M.,** Die Flora der schwäbischen Alb. Bot. Jahrb. XXXIV Beibl. No. 79. (1905), p. 60—64.

1. **Gaillard, G.,** Sur une rose hybride du Jura vaudois. *Rosa spinulifo* Dem. × *R. canina* L. Bull. Boiss. (2). V. (1905), p. 987—989. — (2.) **Garcke, A.,** Illustrierte Flora von Deutschland zum Gebrauche auf Exkursionen us Berlin, P. PAREY, 1903. 8°. 96, 795 p. 770 Fig. — 3. **Gayer, G.,** Bemerkun über einige Verwandte der *Viola sepincola* Jord. Magy. Bot. Lapok IV (1905), p. 18—20. — 4. **Gebhardt, M.,** Schlesiens älteste Eiche. Gartenwelt V (1901), p. 478. — (5.) **Geheeb, A.,** Die Milseburg im Rhöngebirge und Moosflora usw. Festschrift zum Jubiläum Rhönklub Fulda, J. L. UTH. 1901 8°. p. 1—56. — (6.) **Geiger, E.,** Das Bergell. Forstbotanische Monogra Jahresber. Graubünden XLV. (1902), p. 1—119, Taf., Karte. — (7.) **Geinitz, E.,** Schutz der Naturdenkmäler. Heimatschutz. Archiv Mecklenburg. LVIII (1904), p. 131—155. — (8). **Ders.,** Wesen und Ursache der Eiszeit. Wie v LIX (1905), p. 1—46. — 9. **Geisenheyner, L.,** Kleinere Mitteilungen. D. B. G., XIX. (1901), p. (140)—(145). Taf. XXVI. — (10.) **Ders.,** Fl von Kreuznach und dem gesamten Nahegebiet unter Einschluß des Rheinufers von Bingen bis Mainz. 2. Aufl. Kreuznach 1903. 8°. (11.) **Ders.,** Eine merkwürdige Pflanzengesellschaft, ihr Standort und ihr kommen. Aus der Heimat XVII (1904). p. 1—7, 43—54. — (12.) **Ders.,** einmal die Mainzer Sandflora. Naturwiss. Wochenschr. III (1904). Nr. 4 713—714. — (13.) **Ders.,** Über Naturdenkmäler, besonders im Nahegebiet

B. Z. X (1904), p. 148—153, 172—173, 181—184. — (14.) **Gentner, G.,** Fremdlinge in unserer deutschen Flora. Naturwiss. Wochenschr. II (1902), Nr. 7, p. 75—77. — 15. **Gerbing, L.,** Die Eiben des Ringgaues und des Eichsfeldes. Archiv f. Landesk. Sachsen XI (1901), p. 66—69. — 16. **Gerstlauer, L.,** Über die Veilchenflora von Neuburg a. D. und Umgebung. Mitteil. Bayer. B. G. No. 34 (1905), p. 427—431. — 17. **Ders.,** Über den Artcharakter von *Viola stagnina* Kit. u. *V. pumila* Chaix. Wie vor., Nr. 35 (1905), p. 439—440. — 18. **Gierster, F. X.,** Neu aufgefundene Pflanzen des Isargebietes bezw. neue Standorte. XVI. Ber. Landshut 1898/1900. Landshut 1901, p. XXIV. — 19. **Ders.,** Neu aufgefundene Pflanzen des Isargebietes, bzw. neue Standorte. XVII. Ber. Landshut 1900/1903. Landshut 1904. p. XXII—XXIII. — 20. **Ders.,** Verzeichnis der seit dem Erscheinen der Isarflora (1883) im Gebiete neu aufgefundenen Pflanzen, bzw. neu aufgefundenen Standorte, soweit dieselben in den Vereinsberichten erschienen sind. Wie vor., p. 4—13. — (21.) **Gilg, E.,** Bericht über die 77. (33. Herbst-) Hauptversammlung zu Berlin am 11. Oktober 1902. Verh. Brand. XLIV (1902), p. XXII—XXVII. — (22.) **Ders.,** Bericht über die 79. (34. Herbst-) Hauptversammlung zu Berlin am 10. Oktober 1903. Wie vor., XLV (1903), p. XIX—XXIX. — (23.) **Ders.,** Bericht über die 81. (35. Herbst-) Hauptversammlung zu Berlin am 8. Oktober 1904. Wie vor., XLVI (1904), p. XVI—XXII. — (24.) **Ders.,** Bericht über die 83. (36. Herbst-) Hauptversammlung zu Berlin am 14. Oktober 1905. Wie vor., XLVI (1905), p. XVIII bis XXXIV. — 25. **Gillot, X.,** Sur une race alpine de *Carduus nutans* L., *C. alpicola* Gillot. Bull. Assoc. franç. Bot. V. (1902), p. 247—252. — 26. **Ginzberger, A.,** Ausbreitung von *Impatiens Roylei* Walpers in Nieder-Österreich. Verh. Z.-B. G. Wien LII (1902), p. 715—716. — (27.) **Ders.,** Die Pflanzenwelt Österreich-Ungarns. Wissen für Alle. II (1902), Nr. 25, p. 397—401; Nr. 26, p. 413—415; Nr. 27, p. 429—431; Nr. 28, p. 448—450; Nr. 29, p. 464—466; Nr. 30, p. 479 bis 483; Nr. 31, p. 495—497; Nr. 32, p. 511—514; Karte in Nr. 25, p. 400. — 28. **Ders.,** Über *Helianthus serotinus* Tausch. Verh. Z.-B. G. LIII (1903), p. 86 bis 87. — (29.) **Ginzberger, A.** u. **Maly, K.,** Exkursion in die illyrischen Länder. Führer wissensch. Exkursionen. Wien Nr. 1 (1905), 156 p., Taf. I bis XX, XXIII—XXV, Fig. — (30.) **Ginzberger, A.** u. **Rechinger, K.,** Der Ellenden Wald. Eine floristische Skizze. Verh. Z.-B. G. LII (1902), p. 40 bis 45. — 31. **Giovanoli,** Ein großer Kastanienbaum. Schweiz. landwirtschaftl. Zeitg. XXXII (1904), p. 901. — 32. **Glaab, L.,** *Lactuca muralis* (L.) var. *atropurpurea* Glaab. A. B. Z. X (1904), p. 3. — 33. **Glück, H.,** Über die systematische Stellung und geographische Verbreitung der *Utricularia ochroleuca* R. Hartmann. Ber. D. B. G. XX (1902), p. 141—156. — (34.) **Glutz-Graff, R.,** Über Naturdenkmäler, ihre Gefährdung und Erhaltung. Solothurn 1905. 8°. 40 p. — (35.) **Goetz, A.,** Wanderungen durch die Flora des Elztales. Mitteil. Baden. B. V., Nr. 178 (1902), p. 237—245. — 36. **Gogela, P. F.,** Pflanzen aus den mährischen Karpathen. Verh. Brünn XL (1901), Sitzber., p. 37. — (37.) **Ders.*)**, Zur Flora der mährischen Nordost-Karpathen. [tschechisch] Vestnik Pr. Klub Proßnitz (1901), p. ? — (38.) **Ders.,** Zur Flora des vorkarpathischen Hügellandes im östlichen Mähren. [tschechisch]. Wie vor. (1902), p. 65. — (39.) **Ders.,** Flora des Smrk und der Lissa hora [tschechisch]. Wallachisch-Meseritz 1903. 8°. p. ? — (40.) **Ders.,** Über die Verbreitung einiger

---

*) Dieses und folgende Zitate dieses Verfassers sind den Literatur-Berichten von H. Laus entnommen.

Pflanzenarten in Nordost-Mähren [tschechisch]. Veštnik Prir. Klub f. 1903. Proßnitz. p. 88—107. — (41.) **Ders.**, Flora der mährischen Beskiden [tschechisch]. Časopis vlast. mus. spolek 1903. Olmütz. p. 109—114. 134—138. — (42.) **Goiran. A.**, Flora veronensis. Le piante fanerogame dell'agro veronese. Verona I (1897). p. 1—261; II (1904). p. 1—695. — (43.) **Goldschmidt. M.**, Flora des Rhöngebirges. Verh. Würzburg XXXIV (1902). p. 343—355 (II); XXXV (1903). p. 313—335 (III): XXXVII (1905). p. 209—234 (IV). — (44.) **Gortani. L. et Gortani. M.**, Flora friulana con speciale riguardo alla Carnia. Udine, B. B. DORETTI. 8°. I (1905). p. 1—225; II (1906). p. 1—519. — 45. **Gottlieb-Tannenhain. P. v.**, Studien über die Formen der Gattung *Galanthus*. Abh. Z.-B. G., II. 4 (1904), 95 p., 2 Taf.. Karte. — 46. **Goudet**, L'hybride des *Anemone nemorosa* et *A. ranunculoides* Bull. Boiss. (2), I (1901), p. 532. — 47. **Ders.**, *Saxifraga Gaudini* Brügg. Wie vor., V (1905). p. 706. — 48. **Gradmann. R.**, Vorläufige Ergebnisse der pflanzengeographischen Landesdurchforschung. Jahreshefte Württemberg, LIX (1903). p. XCVII—XCIX. — (49.) **Ders.**, Pflanzengeographische Forschungen in Mitteldeutschland. Wie vor., p. 336—341. — (50.) **Ders.**, Über einige Probleme der Pflanzengeographie Süddeutschlands. Bot. Jahrb., XXXIV (1904), p. 178—203. — (51.) **Graebner. P.**, Die Heide Norddeutschlands und die sich anschließenden Formationen in biologischer Betrachtung etc. Leipzig, W. ENGELMANN, 1901. 8°. 320 p., 1 Karte. — (52.) **Ders.**, Ein botanischer Ausflug nach Rügen. Naturwiss. Wochenschr., XVI (1901), No. 34. p. 393—396. — 53. **Ders.**, Eine interessante Form der Erdbeere. Wie vor., I (1901). No. 40, p. 477. — (54.) **Ders.**, Botanischer Führer durch Norddeutschland (mit besonderer Berücksichtigung der östlichen Hälfte). Hilfsbuch zum Erkennen der in den einzelnen Vegetationsformen wildwachsenden Pflanzen zum Gebrauch auf Exkursionen. Berlin, GEBR. BORNTRAEGER. 1903. 8°. IV., 162 p. — (55.) **Ders.**, Fremdlinge in unserer deutschen Flora. Naturwiss. Wochenschr.. II (1903), No. 40. p. 477—478. — (56.) **Ders.**, Handbuch der Heidekultur. Unter Mitwirkung von OTTO VON BENTHEIM und anderen Fachmännern. Leipzig, W. ENGELMANN, 1904. 8°. VIII, 296 p., 48 Fig., Karte. — (57.) **Graentz, F.**, Pflanzengeographisches und Floristisches von Chemnitz. XV. Ber. Chemnitz 1900/1903. Chemnitz 1904, p. 61—73. — (58.) **Ders.**, Auf- und absteigende Pflanzenwanderungen. Wie vor., p. 109 bis 149. — 59. **Gramberg**, Bemerkenswerte Pflanzen aus Ost- und Westpreußen. Schrift. Königsberg, XLIII (1902), p. 124. — (60.) **Ders.**, Pflanzen aus Preußen. Wie vor., XLIV (1903), p. 156. — 61. **Ders.**, Floristische Mitteilungen. Wie vor., p. 157. — (62.) **Ders.**, Bemerkenswerte Pflanzen. Wie vor., XLV (1904) p. 39. — (63.) **Ders.**, Floristische Mitteilungen. Wie vor., XLVI (1905). p. 85. — (64.) **Grauer, F.**, Baumgrenzen im Hochgebirge. Jahreshefte Württemberg. LIX (1903). p. LXXXI—LXXXII. — (65.) **Greßler. F. G. L.**, Deutschlands Giftpflanzen. 17. Aufl., bearbeitet von F. ANDREAE. Langensalza 1904. 8°. 4. 47 p., 8 Taf. u. Fig. — 66. **Groß, L.**, Botanische Notizen von Mittelfranken. A. B. Z. IX (1903), p. 160—161. — 67. **Groß, L.** u. **Gugler, W.**, Über unterfränkische Cirsien. Wie vor., X (1904), p. 66—70. 112-119. 129—135. — 68. **Groß, R.**, *Carex pseudo-cyperus* L. × *vesicaria* L. (R. Groß) n. hybr. = *Care Wolteri* n. Wie vor.. XI (1905). p. 23—35. — 69. **Grosser, W.**, *Cistaceae*. Pflanzenreich. Heft 14. Leipzig, W. ENGELMANN, 1903. 8°. 161 p., 22 Fig. — (70.) **Gruner. M.**, Wanderungen durch Heide, Urwald und Moor. Naturwiss. Wochenschr., III (1904). No. 24, p. 373—377. — 71. **Günter, D. J.**, Eine Ferienreise auf Rügen. Jahreshefte Trencsin, XXIII/XXIV, 1900—1901. Trencsin 1901.

p. 18—49. — (72.) **Gürke, M.,** Plantae Europaeae. Enumeratio systematica etc. Leipzig, W. Engelmann. 8⁰. II., P. 1 (1897), p. 1—160; P. 2 (1899), p. 161 bis 320; P. 3. (1903), p. 321—480. — 73. **Gugler, W.,** Ein *Centaureen*-Tripelbastard. Mitteil. Bayer. B. G., No. 28 (1903), p. 322—324. — 74. **Ders.,** Zur Systematik der *Centaurea*-Gruppe *Jacea*. Wie vor., No. 33 (1904), p. 399—408. — 75. **Guinet, A.,** Deux plantes des alpes du Tessin nouvelles pour la flore suisse. Bull. Boiss. (2). IV (1904), p. 1179. — 76. **Ders.,** Stations nouvelles pour la flore du bassin de Genève. Wie vor., p. 1179.

1. **Hackel, E.,** Über *Bromus japonicus* Thunb. Magy. Bot. Lapok II (1903), p. 57—63. — 2. **Ders.,** *Microstylis monophylla* bei Freyn. Mitteil. Steierm., XLII (1905), p. CII. — 3. **Ders.,** Über *Poa supina* Schrad. und verwandte Formen. Wie vor., p. CVI. — 4. **Hahn, K.,** Verzeichnis von Pflanzen aus der Gegend von Neukloster und Wismar. Archiv Mecklenburg LIX (1905), p. 219—221. — 5. **Hahne, A.,** Neuere Ergebnisse der botanischen Erforschung des Bergischen Landes. Verh. Rheinlande, LX (1903), p. 125—132. — 6. **Ders.,** Eine Varietät der Haselnuß. Wie vor., p. 200. — 7. **Halácsy, E. v.,** *Erechthites hieracifolius* Raf. bei Mödling. Verh. Z.-B. G., LIII (1903), p. 565. — 8. **Haudel-Mazzetti, H., Freih. v.,** Floristische Notizen. Wie vor., LII (1902), p. 409—411. — 9. **Ders.,** Eine neue hybride *Gentiana* aus Tirol. Zeitschr. Ferdinandeum Innsbruck (3) XLVI (1902), p. 289—293, Taf. — (10.) **Ders.,** Beitrag zur Flora von Nord-Tirol. Ö. B. Z. LII (1902), p. 26—32. — 11. **Ders.,** Nachtrag zur Flora von Seitenstetten und Umgebung. Wie vor., p. 381—389. — 12. **Ders.,** Über einige seltene Pflanzen aus Tirol. Verh. Z.-B. G. LIII (1903), p. 169—170. — 13. **Ders.,** Pflanzenbastarde aus Nieder-Österreich. Wie vor., p. 358—360. — 14. **Ders.,** Beitrag zur Gefäßpflanzenflora von Tirol. Ö. B. Z. LIII (1903), p. 289—294, 359—365, 413—420, 456—460. — 15. **Ders.,** Über *Salix glaucovillosa*. Verh. Z.-B. G. LIV (1904), p. 132—133. — 16. **Ders.,** Neue Standorte aus Nieder-Österreich. Wie vor., p. 619—620. — 17. **Ders.,** Über *Ranunculus cassubicus* in Nieder-Österreich. Wie vor., p. 633—634. — 18. **Ders.,** Zweiter Beitrag zur Gefäßpflanzenflora von Tirol. Ö. B. Z. LIV (1904), p. 216—217, 237—239, 5 Fig. — 19. **Ders.,** Dritter Beitrag zur Gefäßpflanzenflora von Tirol. Wie vor., LV (1905), p. 69—72. — 20. **Ders.,** Ein neues *Taraxacum* aus den Westalpen. Wie vor., p. 460—462. — 21. **Hanemann.** Neue Standorte von Pflanzen. Mitteil. Bayer. B. G. Nr. 23 (1902), p. 242. — (22.) **Hansen, A.,** Abwehr und Berichtigung der in Englers Bot. Jahrb. Bd. 31, Heft 4/5, 1902 von Prof. Dr. E. Warming aus Kopenhagen veröffentlichten „Anmerkungen“ zu meiner Arbeit über die Vegetation der ostfriesischen Inseln. Bot. Jahrb. XXXII Beibl. Nr. 71 (1903), p. 1—24. — Erweitertes Sep. Gießen 1902. 8⁰. 33 S. — (23.) **Ders.,** Zu Buchenaus Aufsatz: Der Wind und die Flora der ostfriesischen Inseln (Abh. d. Naturw. Ver. Bremen Bd. XVII, S. 553). Abh. Bremen XVIII 1 (1905), p. 190—198. — (24.) **Hantschel, F.,** Unsere Naturdenkmäler. Mitteil. nordböhm. Exkursions-Kl. XXVII (1904), p. 135—152. — 25. **Hasse, W.,** Tabellen zur Bestimmung der schlesischen Rosen. 80. Jahresber. Schles. Ges. (1902), p. 59—69. — 26. **Ders.,** Bestimmungstabellen für die Rosen der Provinz Schlesien. D. B. M. XXV (1903), p. 97—106. — (27.) **Hasslinger, J. v.,** Eine botanische Wanderung auf den Weißen Berg bei Prag. Mitteil. nordböhm. Exkursions-Kl. XXI (1902), p. 141—150. — 28. **Ders.,** Botanische Notizen. Sitzber. Lotos LI (1903), p. 115—116. — (29.) **Hauchecorne, W.,** Fortschritte der Vorarbeiten für das forstbotanische Merkbuch der Provinz Brandenburg. Verh. Brand. XLIV (1902), p. XXVI—XXVIII. — 30. **Ders.,**

Vegetationsbilder von der Ostsee. Wie vor., XLVII (1905), p. XXXIV. — 31. **Haug,** Beiträge zur Ulmer Flora. Jahresber. Ulm X (1901), p. 103—104. — 32. **Ders.,** Ergebnis der pflanzengeographischen Durchforschung Württembergs im Oberamtsbezirk Ulm. Wie vor., p. 105—118. — 33. **Ders.,** Beiträge zur Ulmer Flora. Wie vor., XI (1903), p. 88—90. — 34. **Ders.,** Nachtrag zum Ergebnis der pflanzengeographischen Durchforschung Württembergs im Oberamtsbezirk Ulm. Wie vor., p. 91—92. — (35.) **Hausrath, H.,** Die Verbreitung der wichtigsten einheimischen Waldbäume in Deutschland. Geogr. Zeitschr. VII (1901), p. 625—635. — 36. **Haußknecht, K.,** Über Geschichte und Vorkommen der Hambuttenbirne *(Pirus Bollwylleriana* DC.*)*. Mitteil. Thüring. B. V. XVII (1902), p. 102—105. — 37. **Ders.,** Zur Flora von Eisleben. Wie vor., p. 105—108. — 38. **Ders.,** Noch einmal *Muscari tenuiflorum*. Eine Erwiderung. Wie vor., p. 108—110. — (39.) **Ders.,** Über Pflanzenschutz. Wie vor., p. 115—116. — 40. **Ders.,** Bericht über die Exkursionen 1902 in den Tiroler- und Salzburger Alpen. Wie vor., p. 121—122. — 41. **Ders.,** Pflanzen aus der Flora von Weißenfels. Wie vor., XVIII (1903), p. 30. — 42. **Ders.,** *Viola biflora* bei Eisenach endogen. Wie vor., p. 30. — 43. **Hayek, A. v.,** Die *Centaurea*-Arten Österreich-Ungarns. Denkschr. Akad. Wiss. Wien LXX (1901), p. 585—773, 12 Taf., 3 Fig. — 44. **Ders.,** Über die in Steiermark vorkommenden *Saxifraga*-Arten aus der Sektion *Porphyrion* Tausch. Mitteil. Steierm. XXXIX (1902), p. XXXVIII—XXXIX. — 45. **Ders.,** Über das Vorkommen von *Avena planiculmis* Schrad. in Steiermark. Wie vor., p. LXXIX—LXXX. — 46. **Ders.,** Über eine neue *Moehringia*. Verh. Z.-B. G. LII (1902), p. 147—149. — 47. **Ders.,** Exkursion auf die Schneealpe. Wie vor., p. 588. — 48. **Ders.,** *Agrimonia odorata* in Steiermark und *Centaurea Sadleriana* Janka in Nieder-Österreich. Wie vor., p. 594. — 49. **Ders.,** Beiträge zur Flora von Steiermark II. Ö. B. Z. LII (1902), p. 408—413, 437—442, 477—489. — 50. **Ders.,** Noch einiges über *Silene Dalmatica* Scheele. Magy. Bot. Lapok II (1903), p. 337—339. — 51. **Ders.,** Die *Festuca*-Arten des Herbarium MALY. Mitt. Steierm. XL (1903), p. 213—220. — 52. **Ders.,** Die Vegetationsverhältnisse von Schladming in Obersteiermark. Verh. Z.-B. G. LIII (1903), p. 85—86. — 53. **Ders.,** Der Formenkreis von *Papaver alpinum*. Wie vor., p. 170. — 54. **Ders.,** Beiträge zur Flora von Steiermark. III. Ö. B. Z. LIII (1903), p. 199—205, 294—298, 366—370, 406—413, 445—446. — 55. **Ders.,** Kritische Übersicht über die *Anemone*-Arten aus der Sektion *Campanularia* Endl. und Studien über deren phylogenetischen Zusammenhang. Festschr. f. ASCHERSON 1904, p. 451—475. — 56. **Ders.,** Schedae ad floram stiriacam exsiccatam. Wien 8° Liefg. 1/2 No. 1—100 (1904), 32 p.; Liefg. 3/4 No. 101—200 (1905), 33 p.; Liefg. 5/6 No. 201—300 (1905), 34 p. — 57. **Ders.,** Die Potentillen Steiermarks. Mitteil. Steierm. XLI (1904), p. 143—187. — 58. **Ders.,** Bemerkungen über *Dianthus Carthusianorum* L. und verwandte Formen. Verh. Z.-B. G. LIV (1904), p. 406—409. — (59.) **Ders.,** Die pflanzengeographischen Verhältnisse Südsteiermarks. Wie vor., p. 630—633. — (60.) **Ders.,** Exkursion auf den Wiener Schneeberg. Führer wissensch. Exkursionen Wien No. 6 (1905), 11 pg. Fig. — 61. **Ders.,** Monographische Studien über die Gattung *Saxifraga* I. I. Die Sektion *Porphyrion* Tausch. Denksch. Akad. Wiss. Wien LXXII (1905), p. 611—709, 2 Taf., 2 Kart. — (62.) **Ders.,** Die Verbreitungsgrenze südlicher Formelemente in Steiermark. Bot. Jahrb. XXXVI (1905), p. 353—371. — 63. **Hayer, J.,** *Atropa Belladonna* var. *lutea* Döll in Mähren. 1. Ber. Bot. Garten Olmütz 1905, p. 7. — 64. **Heering, W.,** Mitteilungen aus dem Herbarium I. Über einige schleswig-holsteinische Pflanzen. Mitteil. Altonaer Mus. No. 6 (1903), p. 90—93. — 65. **Ders.,** Anleitung zu naturwissenschaftlichen

Beobachtungen in der Umgebung Altonas und Führer durch die naturwissenschaftlichen Sammlungen. Beil. Jahresber. Realsch. Altona-Ottensen 1905. 8°, 42 p. — (66.) **Ders.**, Bäume und Wälder Schleswig-Holsteins. Ein Beitrag zur Natur- und Kulturgeschichte der Provinz. Schrift. Kiel XIII 1 (1905), p. 115—190, 8 Taf. — (67.) **Hegi, G.**, Das obere Tößtal und die angrenzenden Gebiete floristisch und pflanzengeographisch dargestellt. Bull. Boiss. (2) II (1902), p. 49—108, 185—186. — 68. **Ders.**, Neue Beiträge zur Flora der Schachen. 4. Ber. über Alpenpflz. 1904, p. 40—60. — 69. **Ders.**, Beiträge zur Flora des Bayerischen Waldes. Mitteil. Bayer. B. G. No. 30 (1904), p. 343—347. — (70.) **Ders.**, Die Alpenpflanzen des Züricher Oberlandes. Verh. Schweiz. naturforsch. Gesellsch. 87. Jahresvers. 1904. Winterthur 1905, p. 230—243. — (71.) **Ders.**, Ein botanischer Spaziergang von Partenkirchen zum Schachen. 5. Ber. Ver. Alpenpflz. 1905, p. 53—73. — (72.) **Ders.**, Beiträge zur Pflanzengeographie der bayerischen Alpenflora. Habilitationsschr. München 1905. 8°. 191 pg., Ber. Bayer. B. G. X (1905), 189 pg. — (73.) **Ders.**, Mediterrane Einstrahlungen in Bayern. Ein Beitrag zur Pflanzengeographie des Königreiches Bayern. Verh. Brand. XLVI (1904), p. 1—60. — (74.) **Ders.**, Nachtrag zu meinem Aufsatz: „Mediterrane Einstrahlungen in Bayern". Wie vor., p. 202—203. — (75.) **Hegi, G.** und **Dunzinger, G.**, Alpenflora. Die verbreitetsten Alpenpflanzen von Bayern, Tirol und der Schweiz. München, J. F. Lehmann 1905. 8°. 68 pg. 30 Taf. — (76.) **Heimerl, A.**, Über einen neuen Bürger der europäischen Flora. Verh. Preßburg XIII (1901), p. 3—8. — (77.) **Ders.**, Schulflora von Österreich (Alpen- und Sudetenländer, Küstenland südlich bis zum Gebiete von Triest. Wien 1903. 8°. 543 pg., Fig. — (78.) **Ders.**, I. Beitrag zur Flora des Eisacktales. Verh. Z.-B. G. LIV (1904), p. 448—471. — 79. **Ders.**, Floristische Notizen. Ö. B. Z. LIV (1904), p. 463. — (80.) **Ders.**, II. Beitrag zur Flora des Eisacktales. Verh. Z.-B. G. LV (1905), p. 424—427. — 81. **Heinis, Fr.**, Kleinere Beiträge zur Flora von Liestal und Umgebung. Tätigkeitsbericht Baselland 1902/3, Liestal 1904, p. 48—52. — 82. **Hellweger, M.**, *Taraxacum alpinum* Koch var. *ochroleuca tubulosa* Hellw. Jahreskatalog pro 1902. Wien. bot. Tauschanstalt, p. 180. — 83. **Helm**, Bei Danzig gesammelte eingeschleppte Pflanzen. Schrift. Danzig X 4 (1902), p. 37. — 84. **Hemmann, A. R.**, Die Mischung von Fichte (*Picea excelsa* Lk.) und Kiefer (*Pinus silvestris* L.) in Deutschland. Eine waldbauliche Studie. Dissert. Gießen 1903. 8°. 48 pg. — 85. **Hepp**, Besprechung der Gattung *Carduus*. Mitteil. Bayer. B. G. No. 27 (1903), p. 312. — (86.) **Herbich, H.**, Baumriesen und Kuriositäten Nordböhmens. Mitteil. nordböhm. Exkursionskl. XXVII (1904), p. 72—74. — (87.) **Herget, F.**, Die Vegetationsverhältnisse des Damberges bei Steyr. Progr. Realsch. Steyr 1905. 8°. 41 p. — (88.) **Hergt**, Bericht über die Frühjahrs-Hauptversammlung zu Hildburghausen am 25. u. 26. Mai 1902. Mitteil. Thüring. B. V. XVII (1902), p. 111—119. — (89.) **Ders.**, Bestrebungen zum Schutze der Thüringer Flora. Maßnahmen des betr. Komitees. Wie vor., p. 116. — (90.) **Ders.**, Exkursion nach den Gleichbergen. Wie vor., p. 118. — 91. **Ders.**, Vorkommen von *Sorbus domestica*. Wie vor., p. 119. Note. — (92.) **Ders.**, Bericht über die Herbstversammlung in Erfurt am 5. Oktober 1902. Wie vor., p. 120—128. — (93.) **Ders.**, Bericht über die Frühjahrs-Hauptversammlung in Weißenfels am 7. u. 8. Juni 1903. Wie vor., XVIII (1903), p. 26—31. — 94. **Ders.**, Die Thüringer Standorte der Eibe. Wie vor., p. 30. — (95.) **Ders.**, Bericht über die Herbst-Hauptversammlung in Weimar am 27. September 1903. Wie vor., p. 31—47. — (96.) **Ders.**, Bericht über die Hauptversammlung in Heiligenstadt am 25. u. 26. Mai 1904. Wie vor., XIX (1904), p. 123—136. — (97.) **Ders.,** Exkursion über den Iberg bis zur Elisabethenhöhe. Wie vor., p. 135. — (98.) **Ders.,** Exkursion nach der Goburg. Wie vor., p. 135—136. — (99.) **Ders.,** Bericht über die Hauptversammlung in Erfurt am 2. Oktober 1904. Wie vor., XX (1905), p. 86—93. — 100. **Ders.,** Zur Flora von Weimar. Wie vor., p. 92. — 101. **Hermann, F.,** Beiträge zur Flora von Anhalt und den angrenzenden preußischen Gebietsteilen. II. Verh. Brand. XLV (1903), p. 192—196. — 102. **Ders.,** Starke Vermehrung eines Pflanzenbastardes im Freien. Naturwiss. Wochenschr. II (1903), Nr. 17, p. 199. — 103. **Herrmann, H.,** Bericht über ergänzende floristische Untersuchungen in dem im Kreise Neidenburg gelegenen Roggener Gelände und dem angrenzenden Puchallowener, Sachener und Lomnoer Gebiete in den Jahren 1903 und 1904. Schrift. Königsberg, XLVI (1905) p. 78—82. —(104.) **Hertel, R.,** Das Hunartmoor bei Ohrdruf. 25. Jahresber. Herzog-Ernst-Seminar in Gotha 1905. 8⁰. p. 7—17, Plan. — 105. **Hilbert,** Beobachtungen des Jahres 1901 von Sensburg. Schrift. Königsberg XLIII (1902), p. 89. — 106. **Ders.,** *Adenophora liliifolia* aus der Potschendorfer Schlucht. Wie vor., p. 121. — 107. **Ders.,** *Bellis perennis* von Sensburg. Wie vor., XLIV (1903), p. 134. — 108. **Ders.,** Pflanzen von Rügen und Bornholm. Wie vor., p. 134. — 109. **Ders.,** *Campanula bononiensis* von Ostpreußen. Wie vor., p. 155. — (110.) **Ders.,** Eine botanische Wanderung durch die Kurische Nehrung. Wie vor., XLV (1904), p. 3—10. — (111.) **Ders.,** Pflanzendemonstrationen. Wie vor., XLVI (1905), p. 82. — (112.) **Höck, F.,** Ankömmlinge in der Pflanzenwelt Mitteleuropas während des letzten halben Jahrhunderts. Beihefte Bot. Cbl. XI (1902), p. 261—281 (V.); XII (1902), S. 44—54 (VI); XIII (1902), p. 211—234 (VII); XV (1903), p. 387—407 (VIII); XVII (1904), p. 195 bis 210 (IX); XVIII. 2 (1904), p. 79—112 (X). — (113.) **Ders.,** Allerweltspflanzen in unserer heimischen Phanerogamen-Flora. D. B. M. XX (1902), p. 17—21. — (114.) **Ders.,** Studien über die geographische Verbreitung der Waldpflanzen Brandenburgs usw: VII. Verh. Brand. XLIV (1902), p. 106—117. — (115.) **Ders.,** Einarter unter den Gefäßpflanzen Norddeutschlands. Festschr. f. ASCHERSON 1904. p. 37—47. — (116.) **Ders.,** Hauptergebnisse meiner Untersuchungen über die Gesamtverbreitung der in Nord-Deutschland vorkommenden Allerweltspflanzen. Beihefte Bot. Cbl. XVIII. 2 (1905), p. 394—416. — (117.) **Hoenig, A. Th.,** Pflanzengeographische Spaziergänge im Jeschken- und Isargebirge (Böhmen). Lehrmittelsammler VI (1904), p. 5—6, 50—52, 76—78. — (118.) **Hofer, F.,** Beitrag zur Flora des Kaisergebirges. 2. Ber. Ver. Alpenpfl. (1902), p. 34—40. — (119.) **Hoffmann, F.,** Botanische Wanderungen in de südlichen Kalkalpen. Teil I. Wissensch. Beil. z. Jahresber. fünfte Reals i Berlin Ostern 1903. 4⁰. 33 pg., — (120.) **Ders.,** Bericht über die bei Lauk gemachten Funde von höheren Pflanzen. Verh. Brand. XLVII (1905), S. XIV bis XVII. — (121.) **Hoffmann, J.,** Alpine Flora für Touristen und Pflanzenfreunde. Stuttgart, Naturfreunde 1902. 8⁰. 80 p., 40 Taf. — Englisch: Alp Flora for Tourists and Amateur Botanists. Transl. by. E. S. BARTON (Mrs. A. GEPP London 1903. 8⁰. 124 pg., 40 Pl. — 122. **Holzfuß, E.,** *Fragaria collina* E *f. Magnusiana* in. A. B. Z. VIII (1902), p. 26. — 123. **Ders.,** *Rubus villica* var. *calidus* mh. Wie vor., IX (1903), p. 27—28. — 124. **Ders.,** Botanis Notizen aus Pommern. Wie vor., X (1904), p. 83. — 125. **Holzner, G.,** Z Literatur der *Aldrovandia vesiculosa* Monti. Mitteil. Bayer. B. G. Nr. 26 (190 p. 282—283. — 126. **Holzner, G. u. Naegeli, F.,** Vorarbeiten zu einer F Bayerns. Die bayerischen *Droseraceen.* Ber. Bayer. B. G. IX (1904). 18 pg.

127. **Ders.**, Vorarbeiten usw. Die bayerischen *Polygalaceen*. Wie vor., X (1905), 30 pg. — 128. **Huber, Meigen, Schlatterer** und **Thellung**, Neue Standorte. Mitteil. Baden B. V., No. 196/199 (1904), p. 418—420. — 129. **Hufnagel, L.**, Die Buchenfrage in Krain. Österr. Jagd- u. Forstzeitg., XIX (1901), p. 293—294. — 130. **Husnot, T.**, *Cyperaceae*. Descriptions et figures des Cyperacées de France, Suisse et Belgique. Athis. T. Husnot. 1905/6. 8⁰. VIII, 83 pg., 24 pl. — 131. **Huter, R.**, Herbarstudien. Ö. B. Z. LIII (1903), p. 488—495; LIV (1904), p. 138—143, 187—191, 258—265, 336—341, 448—457; LV (1905), p. 28—30, 79—80, 106—111, 192—197, 358—362, 400—406, 472—478.

1. **Jaap, O.**, Einige Notizen zur Gefäßpflanzen-Flora der nordfriesischen Insel Röm. D. B. M., XX (1902), p. 28—29, 60—62. — (2.) **Ders.**, Bericht über die im Auftrage des Vereins unternommene botanische Exkursion nach Wittstock und Kyritz. Verh. Brand., XLIV (1902), p. 118—138. — (3.) **Jablonski, M.**, Eine Studienreise durch süddeutsche Moore. Mitteil. Ver. Förderung Moorkultur, XX (1902), p. 277—281. — (4.) **Ders.**, Die Moore am oberen Lauf der Zwickauer Mulde. Wie vor., p. 290—292. — (5.) **Ders.**, Studienreise durch einige Moore der Provinz Sachsen. Wie vor., XXI (1903), p. 263—268, 278—281. — 6. **Jabornegg, M., Freih. v.**, Die *Knautien* der heimatlichen Flora. Carinthia, XCV (1905), p. 101—106. — (7.) **Jaccard, H.**, Compte rendu de l'excursion botanique à la Gemmi et au Ferdenpass les 15.—17. juillet 1901. Bull. Murith., XXXI (1902), p. 15—20. — 8. **Ders.**, Notes sur l'herborisations dans les vallées d'Hérens et de Hérémence. 8.—11. août 1904. Wie vor., XXXVII (1904), p. 69—76. — 9. **Ders.**, Additions pour la région des Alpes et spécialement le bassin Sarinien au Catalogue de la flore vaudoise de Durand et Pittier. Wie vor., p. 116—146. — 10. **Ders.**, Note sur le *Carex depauperata* Good. Wie vor., p. 156. — 11. **Jaccard, H.**, et **Besse, M.**, Formes et stations nouvelles de Hieraciums trouvés en Valais. Wie vor., p. 147—156. — (12.) **Jaccard, P.**, Etude comparative de la distribution florale dans une portion des Alpes et de Jura. Bull. soc. vaud. (4), XXXVII, No. 142 (1901), p. 547—579. — (13.) **Ders.**, Lois de distribution florale dans la zone alpine. Actes soc. helvet. sc. nat. 85. séss. Genève 1902, p. 70—71; Bull. vaud. (4), XXXVIII, No. 144 (1902), p. 69—130, pl. XXVII—XXXI; Bull. Bois. (2), II (1902), p. 89. — (14.) **Ders.**, La flore culminale du Jura. Archiv. fl. jurass. III., No. 21 (1902), p. 1—5. — (15.) **Ders.**, Distribution comparée de la flore alpine dans quelques régions des Alpes occidentales et orientales. Bull. Murith. XXXI (1902), p. 81—92. — (16.) **Ders.**, Gesetze der Pflanzenverteilung in der alpinen Region. Auf Grund statistisch-floristischer Untersuchungen. Flora XC (1902), p. 349—377. — (17.) **Ders.**, Vergleichende Untersuchungen über die Verbreitung der alpinen Flora in einigen Regionen der westlichen und östlichen Alpen. Jahresber. Graubünden. XLV (1902), p. 122—132. — (18.) **Ders.**, Die Flora des Jura in: Knapp, Ch. u. Borel, M., Geographisches Lexikon der Schweiz. Neuenburg. II. (1904), p. 688—695. — (19.) **Jaccard, P.** et **Aubert, S.**, Distribution de la flore culminale dans le Jura meridional. Ber. Schweiz. B. G., XII (1902), p. 10—14. — 20. **Jacky, E.**, Die alte Linde von Isenfluh (*Tilia parvifolia* Ehrh.). Schweiz. Zeitschr. f. Forstwesen, LIV (1903), p. 249—250, Fig. — 21. **Jacobasch, E.**, Neue Beobachtungen über Phanerogamen und Pilze in der Flora von Jena. Mitt. d. Thüring. B. V., XVII (1902), p. 124. — 22. **Ders.**, Zur Flora von Jena. Wie vor., p. XVIII (1903), p. 40. — 23. **Ders.**, *Vaccinium Myrtillus* Dumort. var. *crenatum* mihi. Wie vor., XIX (1904), p. 23—24. — (24.) **Jaeger, V.**, Jetzt und Einst. Eine pflanzengeographische Skizze. 52. Jahresber. Gymnas. Borromaeum.

Salzburg. 1901. 8⁰. 48 pg., Taf. — 25. **Janchen, E.,** Über ein neues *Hieracium* aus Südtirol. Mitteil. naturwiss. Ver. Univ. Wien, II (1904), p. 22—24. — (26.) **Janson, A.,** Eigenartige deutsche Bäume. Natur und Haus, XIII (1905), p. 353—356, Fig. — (27.) **Jaquet, F.,** Contribution à l'étude de la flore fribourgoise, III. Les éléments méridionaux de la flore fribourgoise. Mém. soc. fribourg. sc. nat. Bot. I, No. 3 (1901), p. 39—53. — 28. **Ders.,** Contribution etc., IV. Catalogue raisonné des Alchimilles fribourgeoises. Wie vor., No. 5 (1902), p. 121—136. — 29. **Ders.,** Contribution etc. V. Wie vor., No. 6 (1903), p. 137—152. — 30. **Ders.,** Contribution etc. VI. Wie vor., No. 7 (1904), p. 153—163. — 31. **Ders.,** Contribution etc. VII. Wie vor., II, No. 1 (1905), p. 1—23. — (32.) **Jerosch, M. Ch.,** Geschichte und Herkunft der schweizerischen Alpenflora. Eine Übersicht über den gegenwärtigen Stand der Frage. Leipzig, W. ENGELMANN, 1903. 8⁰. VI, 253 pg. (33.) **Imhof, E.,** Die Waldgrenze in der Schweiz. Beitr. z. Geophysik IV (1903), p. 241—243; Extr.: Meteorol. Zeitschr. XX (1903), p. 461—462. — 34. **Joeckel,** Aus der Flora von Dürkheim. Pfälzische Heimatskunde. Kaiserslautern 1904, No. 1 p. 7. — 35. **Jost, L.,** Kommt *Utricularia ochroleuca* im Rheinland vor? Mitteil. philom. Ges. Elsaß-Lothr. X (1902), p. 450—452. — (36.) **Ders.,** Der botanische Ausflug in die Baar. Wie vor., p. 458—460. — 37. **Israël, W.,** Über Fichtenformen. Ber. Wetterau (1903), p. 19—47 Taf. — 38. **Issler, E.,** Die Gefäßpflanzen der Umgebung Colmars. Mitteil. philom. Ges. Elsaß-Lothr. X (1902), p. 479—507 (III), XI (1903), p. 8—30 (IV). — 39. **Ders.,** Über zwei für das Elsaß neue Blütenpflanzen. Wie vor., X (1902), p. 441—443; A. B. Z. VIII (1902), p. 152—155. — 40. **Ders.,** Eingeschleppte Chenopodien. Wie vor., A. B. Z. VIII (1902), p. 173—175, 193—195. — (41.) **Ders.,** Glacialrelikte in der Vogesenflora. Mitteil. philom. Ges. Elsaß-Lothr. XII (1904), p. 151—159. — 42. **Ders.,** Eine bemerkenswerte Form von *Chenopodium hircinum* Schrad. A. B. Z. X (1904), p. 42—43. — 43. **Ders.,** Zur Vogesenform von *Androsace carnea*. Wie vor., p. 82—83. — (44.) **Ders.,** Verzeichnis der bei Gelegenheit der Frühjahrsversammlung in der Umgebung von Kaysersberg gesammelten Pflanzen. Mitteil. philom. Ges. Elsaß-Lothr. XIII (1905), p. 194—195. — 45. **Ders.,** Die Gefäßpflanzen der Umgebung Colmars. Nachträge und Berichtigungen. Wie vor., S. 282—306. — 46. **Junge, P.,** Beitrag zur Kenntnis der Flora der Umgebung von Ratzes in Südtirol. D. B. M. XXI (1903), p. 19—21. — 47. **Ders.,** Über eine Form von *Anemone nemorosa* L. Wie vor., p. 84—85. — 48. **Ders.,** Beiträge zur Kenntnis der Gefäßpflanzen Schleswig-Holsteins. Jahrb. wiss. Anstalt Hamburg. XXII (1904), p. 47—108. — 49. **Ders.,** Über *Carex paniculata* × *diandra* in Holstein. D. B. M. XXII (1904), p. 20—22. — 50. **Ders.,** In Schleswig-Holstein beobachtete Formen und Hybriden der Gattung *Carex*. Verh. Hamburg (2) XII (1904), p. 1—24. — (51.) **Ders.,** Die Gefäßpflanzen des Eppendorfer Moores bei Hamburg. Wie vor., p. 30—76. — 52. **Ders.,** Standortverzeichnis der *Carex*-Bastarde Holsteins. A. B. Z. X (1904), p. 48—49. — 53. **Ders.,** *Betula humilis* × *verrucosa* · *B. Zimpelii* nov. hybr. Wie vor., p. 153—154. — (54.) **Ders.,** Aus der Flora der Nordwestdeutschen Tiefebene. Verh. Hamburg (3) XIII (1905), p. 36—43. — 55. **Justin, R.,** Lokale Florenschilderungen aus Krain und dem Küstenland. I. Der Berg Vremščica (1027 m) und seine Gehänge. Mitteil. Mus. Krain XVII (1904), p. 151—192.

(1.) **Kägi, H.,** Botanische Wanderungen durch die Hörnlikette. Ber. Schweiz. B. G. XV (1905). Anhang p. 68—92. — 2. **Käser, F.,** Beiträge zur Kenntnis der *Hieracien*-Flora der Schweiz. Wie vor., XIII (1903), p. 138—150.

— 3. **Kalkreuth, P.,** Bericht über botanische Untersuchungen im Kreise Johannisburg. Schrift. Königsberg XLV (1904), p. 10—17. — 4. **Ders.,** Bericht über die floristische Untersuchung des Kreises Johannisburg. Wie vor., XLVI (1905), S. 56—66. — 5. **Ders.,** Zur Adventivflora Danzigs und Umgebung. 26/27. Ber. Westpr. B.-Z. V. (1905), p. 57*—59*. — 6. **Ders.,** Die Vegetation des Eulenbruchs bei Heubude. Wie vor., p. 151*—153*. — (7.) **Kannegießer, Fr.,** Aus der Pflanzenwelt Unterfrankens. V. Über Alter und Dickenwachstum von Würzburger Wellenkalkpflanzen. Verh. Würzburg XXXVII (1905), p. 165—191. — 8. **Kappel,** Neue Standorte von *Epipactis violacea* in Thüringen. Mitteil. Thüring. B. V. XVII. (1902), p. 126. — 9. **Ders.,** *Urtica pilulifera* in Artern. Wie vor., XX (1905), p. 90. — (10). **Karsch, A.,** Flora der Provinz Westfalen. Ein Taschenbuch zu botanischen Exkursionen. 7. verm. u. verb. Aufl., bearb. von H. BROCKHAUSEN. Münster, COPPENRATH, 1902, 8⁰. 76, 431 pg. — (11.) **Kaufmann, H.,** Die Gefäßpflanzen der Ahl bei Zewen. Abh. Bremen XVII (1903), p. 290—294. — 12. **Keller, A.,** Mitteilungen über schweizerische *Cerastien*. Verh. naturf. Ges. Winterthur 87. Vers. Winterthur 1905, p. 47—48. — 13. **Keller, L.,** Dritter Beitrag zur Flora von Kärnten Verh. Z.-B. G. LII (1902), p. 75—87. — 14. **Ders.,** Zwei neue *Verbasca*. Wie vor., p. 98—100. — 15. **Ders.,** Seltenere Pflanzen aus Nieder-Österreich und Tirol. Wie vor., LIII (1903), p. 360—361. — 16. **Ders.,** Über neue Pflanzenfunde in Nieder-Österreich. Wie vor., LIV (1904), p. 620—621. — 17. **Ders.,** Beiträge zur Flora von Kärnten, Salzburg und Tirol. Wie vor. LV (1905), p. 299—324. — 18. **Keller, R.,** Vegetationsbilder aus dem Val Blenio. Mitteil. Winterthur IV (1904), p. 56—93, Fig. (I.); V. (1905), p. 39—139 Fig. (II—V). — 19. **Ders.,** Beiträge zur Kenntnis der Flora des Bleniotales. Bull. Boiss. (2) III (1903), p. 371—386, 461—487. — 20. **Ders.,** Beiträge zur Kenntnis der ostschweizerischen Brombeeren. Wie vor., IV (1904), p. 329—344, 419—434. — 21. **Khek, E.,** Floristisches aus Ober-Österreich. A. B. Z. XI (1905), p. 21—23. — 22. **Ders.,** Floristisches aus Steiermark. Wie vor., p. 41—42. — 23. **Kinzel, W.,** Über einige in Deutschland eingeschleppte Seide-Arten. Naturwiss. Zeitschr. f. Land- und Forstwirtsch. I (1903), p. 177—180. — 24. **Kirchner, O., Loew, E., u. Schroeter, C.,** Lebensgeschichte der Blütenpflanzen Mitteleuropas. Spezielle Oekologie der Blütenpflanzen Deutschlands, Österreichs und der Schweiz. Stuttgart, E. ULMER 1903. 8⁰. Liefg. 1 u. 2. (1904), 3. (1905). — (25.) **Klebelsberg, R. v.,** Die alpine Flora des Plose-Gebirges (2561 m) bei Brixen a. E. (Südtirol). 3. Ber. Ver. Alpenpflz. (1903), p. 61—88; 4. (1904), p. 80 (Correctur). — (26.) **Kleffmann, H.,** Das Sallstedter Moor. Aus der Heimat, für die Heimat 1904. Bremerhaven 1905, p. 70—74. — (27.) **Klein, L.,** Die botanischen Naturdenkmäler des Großherzogtums Baden und ihre Erhaltung. Festrede. Karlsruhe, BRAUN, 1904. 8⁰. 35 pg., Fig. — (28.) **Klotz, H.,** Die Flora der Goitzsche. Progr. Realsch. Bitterfeld 1905. 4⁰. 43 p. — (29.) **Knauer, F.,** Schutz der Naturdenkmäler. Natur und Haus XIII (1905), p. 204—206, 216—217. — 30. **Kneucker, A.,** Bemerkungen zu den *Cyperaceae* (excl. *Carices*), (*Restionaceae*) et *Juncaceae exsiccatae*. A. B. Z. VIII (1902), p. 9—11, 66—69, 90—92; IX (1903), p. 68—70, 96—100. — 31. **Ders.,** Bemerkungen zu den *Gramineae* exsiccatae. Wie vor., VIII (1902), p. 11—13, 28—33, 63—66, 93—98, 130—131, 159—162, 180—184, 199—202; IX (1903), p. 9—15, 31—36, 168—171, 189—193, 204—205; X (1904), p. 19—22; XI (1905), p. 51—56, 65—68, 87—90, 108—109. — 32. **Ders.,** Pfingstexkursion 1903. Mitteil. Baden. B. V. No. 187/188 (1903), p. 313—321. — 33. **Ders.,** Zwei interessante Pflanzen der badischen Flora.

Wie vor., p. 321. — 34. **Ders.,** Bemerkungen zu den *Carices* exsiccatae. A. B. Z. IX (1903), p. 50—55; X (1904), p. 189—194; XI (1905), p. 9—12, 32—35. — (35.) **Koch, E.,** Neue Beiträge zur Kenntnis der deutschen Pflanzenwelt. Neue Folge. Mitteil. Thüring. B. V. XVIII (1903), p. 76—90; XIX (1904), S. 59—101. (36.) **Koch, W. D. J.,** Synopsis der Deutschen und Schweizer Flora. 3. Aufl. herausgegeben von Dr. E. HALLIER, fortgestzt von R. WOHLFARTH. Leipzig, O. REISLAND. 8⁰. 13. u. 14. Liefg. (1902); 15. Liefg. (1903); 16. Liefg. (1904); 17. Liefg. (1905), p. 1191—2710. — 37. **Koehne, E.,** *Lythraceae*. Pflanzenreich. Heft 17 Leipzig, W. ENGELMANN, 1903. 8⁰. 326 pg., 59 Fig. — 38. **Koppel, C.,** Floristische Notizen aus Mecklenburg, speziell aus der Umgegend von Neu-Brandenburg, Stargard, Feldberg und dem Fürstentum Ratzeburg. Archiv Mecklenburg LVIII (1904), p. 100—103. — (39.) **Kovár, F.,** Beitrag zur Flechten- und Phanerogamenflora der Gegend von Saaz (czechisch) Vestnik, Proßnitz f. 1903, p. 55—62. — 40. **Kräuzle, J.,** Besprechung der Gattung *Dianthus*. Mitteil. Bayer. B. G. No. 27 (1903), p. 309. — 41. **Ders.,** Besprechung der Gattung *Poa*. Wie vor., No. 32 (1904), p. 394—395. — 42. **Ders.,** Behandlung der Gattung *Erigeron*. Wie vor., No. 34 (1905), p. 431—433. — (43.) **Kraepelin, K.,** Exkursionsflora für Nord- und Mitteldeutschland. 5. Aufl. Leipzig, B. G. TEUBNER. 1903. 8⁰. 365 pg., Fig. — 44. **Krasan, F.,** Extreme Formen von *Teucrium montanum*. Mitteil. Steierm. XXXVIII (1901), p. LIV. — 45. **Ders.,** Reise nach Triest. Wie vor., p. LIX. — 46. **Ders.,** Zur Flora der Umgebung von Trifail. Wie vor., p. LXII. — 47. **Ders.,** Pflanzen von Kirchdorf und Trifail. Wie vor., p. LXIII. — 48. **Ders.,** Die *Senecio*-Arten von Steiermark. Wie vor., p. LXVII. — 49. **Ders.,** Die *Thlaspi*-Formen aus der Sippe des *Th. montanum* mit besonderer Berücksichtigung Steiermarks. Wie vor., XXXIX (1902), p. 153—166. — 50. **Ders.,** Exkursion nach Untersteiermark. Wie vor., p. XL. — 51. **Ders.,** Pflanzen von Teigitschgraben. Wie vor., p. XLIV. — 52. **Ders.,** Exkursion nach Untersteiermark. Wie vor., p. XLIV. — (53.) **Ders.,** Beiträge zur Charakteristik der Flora von Untersteiermark. Wie vor., p. 297 - 322. — 54. **Ders.,** Collection von Futtergräsern. Wie vor., XL (1903), p. XLVI -XLVII. — 55. **Ders.,** Vereinsausflug ins Semmeringgebiet am 14. Juni 1903. Wie vor., p. XLVII—XLVIII. — 56. **Ders.,** Pflanzen von Pölschach—Sauerbrunn—Rohitsch. Wie vor., p. LI—LII. — 57. **Ders.,** *Galium trifidum* in Steiermark. Wie vor., XLI (1904), p. XLIV. — 58. **Ders.,** Zweite Sectionsexkursion. Wie vor., p. XLVIII—XLIX. 59. Vorlage von Pflanzen Steiermarks. Wie vor., p. LI. — 59a. Seltene Arten der Flora Steiermarks. Wie vor., p. LII. — 60. Über einige *Chrysanthemum*-Arten. Wie vor., XLII. (1905), p. CI. — 60a. Interessante Pflanzen aus Steiermark. Wie vor., p. CI—CII. — 61. Pflanzen aus den Turracher-, Murauer- und Lungauer Alpen. Wie vor., p. CXIX—CXX. — (62.) **Kraus, G.,** Aus der Pflanzenwelt Unterfrankens. I. JOHANN MICHAEL FEHR und die Grattstädter Wiesen. Verh. Würzburg XXXIX. (1902), p. 303—342. Bild. — 63. **Ders.,** Botanische Mitteilungen. Sitzber. Würzburg. 1903. p. 41—42. — (64.) **Ders.,** Aus der Pflanzenwelt Unterfrankens. IV. Schlußworte zu FEHRS „Tempe“ Verh. Würzburg. XXXVII (1905), p. 159—164. — (65.) **Krause, E. H. L.,** Die Besonderheit der Flora zwischen Mainz und Ingelheim. Naturwiss. Wochenschr. III (1904), No. 24, p. 379—381. — 66. **Ders.,** *Myrica gale* bei Schwerin. Archiv. Mecklenburg. LIX (1905), p. 145—146. — 67. **Ders.,** siehe STURM J. — 68. **Kristof, L.,** Pflanzen aus Obersteiermark. Mitteil. Steierm. XXXIX (1902), p. XXXVII. — 69. **Ders.,** Vorlage von Alpenpflanzen. Wie vor., XLI (1904), p. XLIII—XLIV. — 70. **Kromayer,** Weidenbastarde von

Osterfeld und Weimar. Mitteil. Thüring. B. V. XVII (1902). p. 126. — 71. **Ders.,** Pflanzen des Gypsbodens von Grembach (Weimar). Wie vor., p. 126. — 72. **Ders.,** Weidenbastarde und -formen. Wie vor., XVIII (1904), p. 27. — 73. **Krš,** Unkräuter (tschechisch). Vesmir, Prag 1904. p. 22. — 74. **Kükenthal, G.,** *Carex canescens* var. *fallax* Kurtz. Mitteil. Thüring. B. V. XVII (1902), p. 115. — 75. **Ders.,** Was ist *Carex subniralis* Arvet-Touret? A. B. Z. IX (1903), p. 4—5. — 76. **Ders.,** Die *Carex*-Bastarde des Brüggerischen Herbars. Wie vor., X (1904), p. 1—2. — 77. **Ders.,** Species novae e sectione *Frigidarum*. Bull. Boiss. (2) V (1905), p. 1161—1163. — 78. **Ders.,** *Carex fulva* Good. u. *C. echinata* Murr. A. B. Z. XI (1905), p. 45—46. — (79.) **Kupffer, K. R.,** Bemerkenswerte Vegetationsgrenzen in Ost-Balticum. Verh. Brand. XLVI (1904), p. 61—91. — 80. **Ders.,** *Alopecurus pratensis* L. × *ventricosus* Pers. in Deutschland. A. B. Z. XI (1905), p. 199—200. — 81. **Kusnezow, N. J.,** Subgenus *Eu-Gentiana* Kusnez. generis *Gentiana* Tournef. Acta horti petropol. XV 1. (1896), p. 1—160; 2. (1898), p. 161—320; 3. (1904), p. 321—506; 5 Tab.

(1.) **Lackowitz, W.,** Flora von Berlin und der Provinz Brandenburg. 13. Aufl. Berlin, Friedberg & Mode, 1903. 8°. XLII, 297 pg.; 14. Aufl. ibid. 1905. 8°. XLII, 301 pg. — (2.) **Ladurner, A.,** Beiträge zur Flora von Meran II. Ö. B. Z. LIV (1904), p. 410—412. — (3.) **Ders.,** Beiträge zur Flora von Meran III. Wie vor., LV (1905), p. 397—399. — 4. **Lange,** Botanische Funde und Merkwürdigkeiten aus dem Kreise Putzig. 26/27. Ber. Westpreuß. B.-Z. V. (1905), p. 48*—50*. — 5. **Laubert, R.,** Über die Polymorphie unserer Eichen. D. B. M. XX (1902), p. 49—51, Taf. — 6. **Ders.,** Notizen über *Capsella Heegeri* Solms. Verh. Brand. XLII (1905), p. 197—200, Fig. — (7.) **Laubinger, C.,** Pflanzen auf den sumpfigen und moorigen Quellwiesen der Lempe zwischen Forsthaus, Waldhaus und Mariendorf im Reinhardswalde. Abh. Kassel. XLIX (1905), p. 103—104. — 8. **Laus, H.,** *Gladiolus imbricatus* bei Spornhau. 3. Ber.-Klub f. Naturk. Brünn. (1901), p 11. — 9. **Ders.,** Mährisch-schlesische Pflanzen. 4. Ber. Wie vor., (1902), Sitzber. p. 6—7. — (10). **Ders.,** Neue Standorte aus der mährisch-schlesischen Flora. Wie vor., Abh. p. 41—42 — (11.) **Ders.,** Im Herbarium mährischer Pflanzen. Wie vor., p. 43—45; 5. Ber. Wie vor. (1903), p. 16—19. — 12. **Ders.,** *Hacquetia Epipactis* von Onjezd. 5. Ber. Wie vor. (1903), Sitzber. p. II. — (13.) **Ders.,** Der „Fürst-Johann-Liechtenstein-Urwald" und der „Sudetengarten" im Altvatergebirge. 6. Ber. Wie vor. (1905), p. 89—96. — 14. **Ders.,** *Colchicum autumnale* var. *vernale* bei Neustift. I. Ber. Bot. Garten Olmütz (1905), p. 5. — 15. **Ders.,** *Matricaria discoidea* DC. bei Olmütz. Wie vor., p. 6. — (16.) **Laus, H. u. Schierl, A.,** Pflanzenformationen und Pflanzengenossenschaften im südlichen Mähren. 2. Ber. Klub f. Naturk., Brünn (1900), p. 14—32. — (17.) **Lauterborn, R.,** Beiträge zur Fauna und Flora des Oberrheins und seiner Umgebung. I. Ein Vegetationsbild des Pfälzer Waldes. Mitteil. Pollichia LX No 19. (1903). Ludwigshafen 1904. p. 42—130 [49—62]. — 18. **Lehbert, R.,** Über den lusus *subbiflorus* und andere Abweichungen oder Abnormitäten der Blüte bzw. des Ährchens der Gattung *Calamagrostis* Adans. Mitteil. Thüringen. B. V. XX (1905), p. 74—85. — 19. **Lendner,** Un hybride nouveau d'*Orchidée*. Bull. Boiss. (2) III (1903) p. 647—648. — 20. **Lettau, A.,** Bericht über floristische Untersuchungen im Sommer 1901 in den Kreisen Insterburg und Goldap. Schrift. Königsberg XLIII (1902), p. 118—121. — 21. **Ders.,** *Corispermum Marschalli* bei Königsberg. Wie vor., p. 123. — 22. **Ders.,** Bericht über floristische Untersuchungen in den Kreisen Ragnit und Tilsit im Juli 1902. Wie vor., XLIV (1903), p. 135

bis 137. — 23. **Ders.,** Bericht über floristische Untersuchungen im Westen des Kreises Löbau in Westpreußen im Juli 1903. Wie vor., XLV (1904), p. 28 bis 30. — 24. **Ders.,** Bericht über die ergänzenden floristischen Untersuchungen in den Kreisen Löbau, Rosenberg und Insterburg. Wie vor., XLVI (1905), p. 66—68. — (25.) **Leydig, F.,** Kasimir Cristoph Schmiedel, Naturforscher und Arzt, 1746—1792. Nebst Beilage zur heimischen Naturkunde. Abh. Nürnberg XV. 3 (1905), p. 325—356. — 26. **Liehl, Knetsch, Lettau, Thellung** u. **Meigen,** Neue Standorte. Mitteil. Baden B. V. Nr. 178 (1902), p. 246—247. — (27.) **Lier, E.,** Die Waldungen des Bucheggberges, Kanton Solothurn. Schweiz. Zeitschr. f. Forstwesen LV (1904), p. 153—157. — 28. **Lindau, G.,** Zur Geschichte der Spitznuß und des Kühnauer Sees bei Dessau. Verh. Brand. XLVII (1905) p. 1—19. — (29.) **Linder, Th.,** Ein Vegetationsbild vom Oberrhein. Mitteil. Baden B. V., Nr. 185/186 (1903), p. 297—311, 322—328, 329—333. — 30. **Ders.,** Zwei für Baden neue *Calamagrostis*-Arten. Wie vor., Nr. 193 (1904), p. 366. — 31. **Ders.,** *Saxifraga decipiens* Ehrh. Wie vor., No. 194/195 (1904), p. 383. — 32. **Ders.,** Bemerkenswerte Pflanzenstandorte. Wie vor., Nr. 205/206 (1905), p. 41—44. — 33. **Ders.,** Bemerkenswerte Pflanzenstandorte. [Ergänzung zu vorigem Aufsatz.] Wie vor., p. 47—51. — 34. **Lindinger, L.,** Bemerkungen über heimische Orchideen. Mitteil. Bayer. B. G. Nr. 23 (1902), p. 241—242. — 35. **Ders.,** Bemerkungen zur Erlanger Orchideen-Flora. Ber. Bayer. B. G. X (1905), 7 pg. — (36.) **Linsbauer, L.,** Vegetationsbilder aus der Flora Süd-Istriens. Wien. illustr. Garten-Ztg. XXVIII (1903), p. 353—363. — (37.) **Lippolt, E.,** Aus der Pflanzenwelt Unterfrankens. III. Anpassung der Zwergpflanzen des Würzburger Wellenkalkes nach Blattgröße und Spaltöffnungen. Verh. Würzburg XXXVI (1904), p. 71—117. — 38. **Litschauer, V.,** Ein Beitrag zur Flora Nieder-Österreichs. Ö. B. Z. LIV (1904), p. 396—398. — (39.) **Loeffler, A.,** Flora vom Rheine. I. Verzeichnis der Blüten- und Farnpflanzen von Rheine und Umgebung mit Angabe ihrer Standorte. Progr. Kathol. Gymnas. Dionysianum 1902. 8°. 66 pg. — (40.) **Ders.,** Flora von Rheine. II. Die Blüten- und Farnpflanzen nach der Bedeutung ihrer deutschen Namen zusammengestellt. Wie vor., 1904. 8°. 53 pg. — 41. **Löns, H.,** Botanische Erinnerungen aus dem Kreise Deutsch-Krone. Schrift. Danzig X. 4 (1902), p. 94—96. — 42. **Löske, L.,** Über das Vorkommen von *Linnaea borealis* am Brocken. Verh. Brand. XLV (1903), p. 56—58. — 43. **Loew, E.,** Abnorme *Typha minima* aus der Schweiz. Verh. Brand. XLVII (1905), S. XL—XLI. — 44. **Ders.,** Über die Blüteneinrichtung von *Orchis coriophora* L. Wie vor., p. XLI—XLIV. — 45. **Ders.,** Über die Bestäubungseinrichtung von *Listera cordata.* R. Br. Wie vor., p. XLV—XLVII. — 46. **Lucks, R.,** Naturwissenschaftliche Streifzüge durch das Gebiet der Linau. Jahrb. Westpreuß. Lehrerver. f. Naturk. I (1905), p. 9—20. — 47. **Ludwig, A.,** Beiträge zur Adventivflora von Straßburg i. Els. Mitteil. philom. Ges. Elsaß-Lothr. X (1902), p. 508—533. — 48. **Ders.,** Neue Beiträge zur Adventivflora von Straßburg i. Els. Wie vor., XII (1904), p. [illegible] bis 125. — 49. **Ludwig, F.,** Ein neues Ackerunkraut (*Silene dichotoma* Ehrh.). Prometheus No. 727 (1903), p. 816. — 50. **Lüscher, H.,** Nachtrag zur Flora des Kantons Solothurn. Grenchen 1904. 8°. 24 pg.

(1.) **März, Chr.,** Der Seenkessel der Soiern, ein Karwendelkar. Wiss. Veröffentlichg. Ver. f. Erdkunde, Leipzig VI (1904), p. 211—316. [257—2[illegible]] — 2. **Magnin, A.,** Sur les *Sorbus, Saxifraga caespitosa, Anthriscus* [illegible], *Chaerophyllum magellense, Heracleum montanum* et *juranum.* Archiv. fl. jurass. II No. 20 (1901), p. 82—86. — 3. **Ders.,** Localités nouvelles pour des plantes

jurassiennes. Wie vor., p. 87—88. — (4.) **Ders.**, La végétation des lacs du Jura. Ann. soc. bot. Lyon XXVII (1902), p. 69—100; XXVIII (1903), p. 1 bis 48, 65—236; 168 Fig. — (5.) **Ders.**, Considérations générales sur la flore des lacs du Jura et sur la végétation lacustre. Wie vor., XXIX (1904), p. 1—185, 42 Fig., 11 photogr., 6 phototyp. et 2 pl. color. — Zusammen Sep. Paris, P. KLINCKSIECK 1904. 8⁰. XX, 426 pg., Fig. etc. — (6.) **Ders.**, Recherches sur la flore de la région de la Regnitz. Archiv fl. jurass. III No. 21 (1902), p. 7—8, No. 23/24 (1902), p. 23/24. — 7. **Ders.**, Recherches à faire sur quelques plantes du Jura. Wie vor., III No. 22 (1902), p. 9—11. — 8. **Ders.**, Quelques localités nouvelles pour des plantes du Jura. Wie vor., p. 12—13. — 9. **Ders.**, Le Rhinanthes du district jurassien No. 23/24 (1902), p. 17—21. — 10. **Ders.**, Localités nouvelles pour des plantes jurassiennes. Wie vor., p. 27—28. — 11. **Ders.**, Sur le *Pedicularis jurana* Steingr. Wie vor., No. 25 (1902), p. 29—31. — 12. **Ders.**, Quelques renseignements sur des plantes du Jura. Wie vor., p. 34. — (13.) **Ders.**, Les tourbières du Jura. Wie vor., No. 26 (1902), p. 37—41. — 14. **Ders.**, Nouveaux renseignements sur *Pedicularis jurana* Steingr. Wie vor., p. 43—44. — 15. **Ders.**, Les *Euphrasies* du Jura. Wie vor., No. 27 (1902), p. 45—51. — 16. **Ders.**, Localités nouvelles pour les Juras bâlois et soleurois, vaudois et idanien. Wie vor., p. 51—53. — (17.) **Ders.**, La flore xérothermique et les Garides du Jura. Wie vor., No. 28/29 (1902), p. 57 bis 60. — 18. **Ders.**, Localités et plantes nouvelles pour les Juras neuchâtelois, dubisien et vaudois. Wie vor., p. 60—63. — (19.) **Ders.**, Les zones de végétation des lacs jurassiens. Wie vor., No. 30 (1902), p. 69—72. — 20. **Ders.**, Les *Heracleum sphondylium* et *montanum* et les *Knautia* jurassiens. Wie vor., IV No. 31 (1903), p. 81—83, No. 32 (1903), p. 89—92. — (21.) **Ders.**, Localités ou espèces nouvelles pour le Jura. Wie vor., No. 32 (1903), p. 92—94. — (22.) **Ders.**, La flore du Jura franconien. Wie vor., No. 33 (1903), p. 97—100, No. 34 (1903), p. 105—108, No. 35/36 (1903), p. 113—117, charte. — 23. **Ders.**, Notes sur quelques plantes intéressantes du Jura. Wie vor., No. 34 (1903), p. 110—111. — 24. **Ders.**, Notes sur quelques plantes intéressantes du Jura. Wie vor., No. 35/36 (1903), p. 117—118. — 25. **Ders.**, Nouveaux renseignements sur le *Pedicularis jurana* Steingr. Wie vor., p. 118. — (26.) **Ders.**, Les divisions de la flore jurassienne: 2. Le jura souabe. Wie vor., No. 37 (1903), p. 125—127, No. 40 (1903), p. 147 bis 151, V. No. 41 (1903), p. 1—7. — 27. **Ders.**, **Notes sur des plantes intéressantes du Jura.** Wie vor., p. 130—131. — 28. **Ders.**, Notes sur des plantes intéressantes du Jura. Wie vor., No. 38 (1903), p. 139. — 29. **Ders.**, Notes sur plantes jurassiennes. Wie vor., No. 39 (1903), p. 145—147. — 30. **Ders.**, Les Violettes du Jura franconien. Wie vor., V No. 41 (1904), p. 7—9. — 31. **Ders.**, Les éléments de la Flore calcifuge jurassienne. Wie vor., No. 42/43 (1904), p. 17 bis 19. — 32. **Ders.**, Sur les plantes calcifuges du Jura. Wie vor., No. 44 (1904), p. 33—36. — 33. **Ders.**, Nouvelle localité jurassienne pour *Pirola chlorantha*. Wie vor., p. 40. — (34.) **Ders.**, La flore des Randen. Wie vor., No. 45/46 (1904), p. 44—48. — 35. **Ders.**, Renseignements sur des plantes du Jura. Wie vor., p. 49—50. — 36. **Ders.**, Note sur les *Thesium* du Jura. Wie vor., No. 47/48 (1904), p. 57—61. — 37. **Ders.**, Sur quelques plantes intéressantes signalées dans le Jura. VI No. 52 (1905), p. 91—92. — 38. **Ders.**, Localités nouvelles pour les plantes jurassiennes. Wie vor., No. 56/57 (1905), p. 126—128. — (39.) **Ders.**, Sur les espèces biaréales (ou à double aire) jurassiennes. Wie vor., No. 58/59 (1905), p. 137—141, No. 60 (1905), p. 153—155. — (40.) **Magnin, A.** et **Rikli, M.**, Analyse de l'ouvrage de M. M. FRÜH et SCHROETER, sur les tourbières

de la suisse. V No. 49/50 (1904). p. 75—78. — 41. **Makowsky, A.,** Einige Pflanzen- und Tierfunde. Verh. Brünn XL (1901), Sitzber., p. 46. — 42. **Ders.,** Das Vorkommen von *Alyssum saxatile* an der oberen Schwarzawa. Wie vor., XLIII (1904), Sitzber. p. 35. — 43. **Maly, K.,** Beiträge zur Kenntnis der Flora Bosniens und der Herzegowina. Verh. Z.-B. G. LIV (1904), p. 165—309. — (44.) **Mammen, Fr.,** Die Waldungen des Königreichs Sachsen in bezug auf Boden, Bestand und Besitz nach dem Stande 1900. Leipzig 1905. 8⁰., 331 S. — 45. **Mangold, K.,** Neues von der Ulmer Flora. Jahreshefte Ulm XI (1903). p. 31—32. — (46.) **Marek, R.,** Waldgrenzenstudien in den österreichischen Alpen. Mitteil. Geogr. Ges. Wien XLVIII (1905), p. 403—425. — 47. **Mathey-Dupraz, A.,** La Vaccaire pyramidale (*Vaccaria pyramidalis*). Fl. d. Wett.=V. *parviflora* Moench. Rameau de sapin XXXVIII (1904) No. 1, p. 3. — 48. **Matouschek, F.,** Floristisches aus der näheren und weiteren Umgebung von Reichenberg. Mitteil. Reichenberg, XXXIV (1903), p. 50—59. (I). XXXVI (1905), p. 22—31. (II). — 49. **Ders.,** *Phacelia tanacetifolia* Benth., eine Hydrophyllacee aus Nordamerika, als neue Adventivpflanze in der Umgebung von Reichenberg. Wie vor., XXXVI (1905), p 20—21. — (50.) **Mattirolo, J.** u. **Ferrari, E.,** Nomenclator Allionianus, sive Index specierum Carolo Allionio adscriptarum. Malpighia, XVIII (1904), p. 228—292. — 51. **Mayer, A.,** *Salix caesia* × *nigricans* (*S. Landaueri* mh.) A. B. Z., VIII (1902), p. 74—75. — 52. **Ders.,** Die im Herbar der Bayerischen Botanischen Gesellschaft zu München von bayerischen Standorten stammenden Weiden. Mitteil. Bayer. B. G., No. 29 (1903), p. 333—335. — (53.) **Ders.,** Flora von Tübingen und Umgebung. Schwäbische Alb von Plattenburg bis zur Teck: Balingen, Hechingen, Reutlingen, Urach, Rottenburg, Herrenburg, Böblingen. Tübingen 1903. 8⁰. XXXI, 313 pg. — (54.) **Mayer, C. G.,** Das Teufelstal am Albulapaß. D. B. M., XX (1902), p. 99—101. — 55. **Ders.,** Besprechung der Gattung *Cerastium*. Mitteil. Bayer. B. G., No. 27 (1903), p. 311. — (56.) **Meigen, W.,** Gegenwärtiger Stand unserer pflanzengeographischen Durchforschung Badens. Mitteil. Baden B. V., No. 178 (1902), p. 249—264. — (57.) **Mertens, A.,** Bemerkenswerte Bäume im Holzkreise des Herzogtums Magdeburg. Mitteil. Ver. Erdkunde. Halle (1904), p. 53—79. - (58.) **Merz, J.,** Forstliches aus dem Kanton Tessin. Schweiz. Zeitschr. f. Forstwesen. LII (1901), p. 162—169. — (59.) **Ders.,** Die forstlichen Verhältnisse des Kantons Tessin. Atti soc. elvet. sc. nat. 86. sess. Locarno 1903. Zurigo 1904, p. 63—88. Taf. u. Karte. — (60.) **Mestwerdt, A.,** Der Teutoburger Wald zwischen Borgholzhausen und Hilter. Dissert. Göttingen 1904. 8⁰. 45 pg. — 61. **Meylan, Ch.,** siehe Magnin, A., No. 48. — (62.) **Miethig, E. G.,** u. **Matouschek, F.,** Pflanzenleben im Reichenberger Bezirk in: Ressel, A. F., Heimatskunde des Reichenberger Bezirkes. Reichenberg 1903. 8⁰. VII. Kap., p. 75—110. — **Mildbraed, J.,** u. **Ulbrich, E.,** Zwei Exkursionen nach dem Lubowsee. Verh. Brand., XLVI (1904), p. 204—210. — 64. **Miller, H.,** Beitrag zur Flora des Kreises Schulitz. Zeitschr. Posen. VIII, 3 (1902), p. 83—85. — 65. **Mittmann, J.,** Über *Atropa Belladonna* L. var. *lutea* Döll. Verh. Brünn, XLII (1903), Sitzber., p. 28—29, 35. — 66. **Ders.,** *Primula officinalis* von Buchsdorf in Schlesien. Wie vor., p. 35. — 67. **Ders.,** Ein botanischer Fund (*Atropa Belladonna* L. var. *lutea* Döll.). Landwirtschaftl. Zeitschr. Österr.-Schlesien. 1903, p. 337. — 68. **Möllmann, G.,** Beitrag zur Flora des Regierungsbezirkes Osnabrück. Die Phanerogamen und Gefäßkryptogamen. Ein Nachtrag. 14. Jahresber. Osnabrück f. 1899 1900. Osnabrück 1901. p. 17—24. — 69. **Mouillelarine, E.,** Sur une nouvelle localité du *Viola cornuta* L. Bull. soc. bot. France, XLIX (1902), p. 107—109. —

70. **Müller, Walt.** u. **Kränzlin, F.,** Abbildungen der in Deutschland und den angrenzenden Gebieten vorkommenden Grundformen der *Orchideen*-Arten. Berlin. R. FRIEDLÄNDER & SOHN. 1904. 8⁰. XIV, 89 pg. 60 Taf. — (71.) **Müller, Wilh.,** Flora von Pommern. 2. Aufl. Stettin. J. BURMEISTER, 1904. 8⁰. 368 pg. — (72.) **Müller, W.** u. **Buchholz, G.,** An Herrn F. Roemer in Polzin. A. B. Z., XI (1905), p. 90—91. — (73.) **Muret, E.,** Notizen über die Verbreitung der Holzarten in Wallis. Schweiz. Zeitschr. f. Forstwesen, LIII (1902), p. 85—86. — 74. **Murr, J.,** Weiteres über die *Orchideen* Tirols. D.B.M., XIX (1901), p. 113—118, Taf. — 75. **Ders.,** Ein weiterer Beitrag zur *Chenopodium*-Frage. A. B. Z., VII (1901), p. 179—181. — 76. **Ders.,** *Chenopodium*-Beiträge. Magy. Bot. Lapok, I (1902), p. 111—115, 337—344, 359—369; II (1903), p. 4—11, 8 Taf. — 77. **Ders.,** *Bursa pastoris* (L.) nova var. *cronymicarpa* mh. Wie vor., p. 186. — 78. **Ders.,** Über zwei Veilchen von Nordtirol. Wie vor., p. 225—229. — 79. **Ders.,** Beiträge zur Flora von Tirol und Vorarlberg. XIII. D. B. M., XX (1902), p. 23—28, 51—56. — 80. **Ders.,** Beiträge zur Flora von Tirol und Vorarlberg, XIV. Wie vor., p. 117—123. — 81. **Ders.,** Bemerkungen zur Flora von Pola. A. B. Z., VIII (1902) p. 109—112. — 82. **Ders.,** Zwei neue Bastarde aus den Tiroler Alpen. Wie vor., p. 147—148.

83. **Ders.,** Weitere Beiträge zur Kenntnis der *Eu-Hieracien* Tirols, Südbayerns und der österreichischen Alpenländer I. Ö. B. Z. LII (1902), p. 317—322, 351—357, 389—396, 495—501, LIII (1903), p. 14—20. — 84. **Ders.,** Ein Veilchen-Tripelbastard. Magy. Bot. Lapok II (1903), p. 180—182. — 85. **Ders.,** *Capsella Bursa pastoris* Moench var. *veroniciformis.* Wie vor., p. 194. — 86. **Ders.,** Weiteres über den Formenkreis der *Capsella Bursa pastoris* Moench. Wie vor., p. 343—344 (346). — 87. **Ders.,** Zur Formenreihe *Taraxacum officinale* Wigg. — *T. palustre* DC. A. B. Z. IX (1903), p. 65—66. — 88. **Ders.,** Agnoszierte *Chenopodien.* Wie vor., p. 91—92, 109—112. — (89.) **Ders.,** Pflanzengeographische Studien aus Tirol [II.] Die thermophilen Elemente der Innsbrucker Flora. Wie vor., p. 118—122. — 90. **Ders.,** Beiträge zur Flora von Tirol und Vorarlberg. XV. Wie vor., p. 141—145. — 91. **Ders.,** Erwiderung auf W. BECKERs Artikel über *Viola oenipontana* Murr. Wie vor., p. 177—179. — 92. **Ders.,** Erklärung. Wie vor., p. 197—199. — 93. **Ders.,** Weitere Beiträge zur Kenntnis der *Eu-Hieracien* Tirols, Südbayerns und der österreichischen Alpenländer II. Ö. B. Z. LIII (1903), p. 377—381, 422—427, 460—463. — 94. **Ders.,** Versuch einer natürlichen Gliederung der mitteleuropäischen Formen des *Chenopodium album* L. Festschr. f. ASCHERSON 1904, p. 216—230. — 95. **Ders.,** *Chenopodium*-Studien. Bull. Boiss. (2) IV (1904), p. 989—994, Taf. — 96. **Ders.,** Sudeten-*Hieracien* in den Ostalpen. Magy. Bot. Lapok III. (1904), p. 213—215. — (97.) **Ders.,** Pflanzengeographische Studien aus Tirol. III. Xerothermisch-alpine Florengegensätze. D. B. M. XXII (1904), p. 1—3. — 98. **Ders.,** Beiträge zur Flora von Tirol und Vorarlberg XVI. A. B. Z. X. (1904). p. 38—42. — (99.) **Ders.,** Pflanzengeographische Studien aus Tirol IV. Die Brenneralpen. Wie vor., p. 70—74. — 100. **Ders.,** Weitere Beiträge zur Kenntnis der *Eu-Hieracien* von Tirol, Vorarlberg und Südbayern, III. Wie vor., p. 97—102. — 101. **Ders.,** Beiträge zur Flora von Tirol und Vorarlberg. XVII. Wie vor., XI (1905). p. 3—5, 29—32, 49—51. — 102. **Ders.,** *Orchis Ladurneri* mh. = *O. militaris* × *morio* L. ssp. *picta* (Lois.). Wie vor., p. 105—106. — (103.) **Ders.,** Pflanzengeographische Studien aus Tirol, V. Brixen a. E., VI. Die Flora von Südtirol im Verhältnis zur mitteleuropäischen Flora. Wie vor., p. 116—120. — 104. **Ders.,** Beiträge zur Flora von Tirol und Vorarlberg, XVIII. Wie vor., 147—150.

— (105.) **Ders.,** Farbenspielarten aus Tirol. IV. Wie vor., p. 165—167. — 106. **Ders.,** Zwei westalpine Rassen in Österreich. Wie vor., p. 179—180. — 107. **Ders.,** Über das Vorkommen von *Teucrium Hyrcanicum* L. in Trient. Wie vor., p. 193—195. — 108. **Murr, J., Zahn, H.** et **Pöll, J.,** *Hieracium* in Reichenbach, Icones fl. Germ. et Helvet. Bd. XIX. 2, Liefg. 1 (1904), Liefg. 2—5 (1905).

1. **Naegele, Fr.,** Besprechung der Gattung *Thalictrum*. Mitteil. Bayer. B. G. Nr. 27 (1903), p. 309—311. — 2. **Ders.,** Besprechung der Gattung *Leontodon* und *Taraxacum*. Wie vor., Nr. 35 (1905), p. 449—451. — 3. **Naegeli, O.,** Adventivflora. Ber. Schweiz. B. G. XIII (1903), p. 136—137. — 4. **Ders.,** Bericht über die botanische Erforschung des Kantons Zürich in den Jahren 1901 und 1902. Wie vor., Anhang p. 5—8. — (5.) **Ders.,** Die Herkunft der Alpenpflanzen des Züricher Oberlandes. Wie vor., Anhang p. 63—69. — (6.) **Ders.,** Über westliche Florenelemente in der Nordostschweiz. Wie vor., XV (1905), p. 14—25. — 7. **Ders.,** Bericht über die botanische Erforschung des Kantons Zürich in den Jahren 1903 und 1904. Wie vor., Anhang p. 6—9. — (8.) **Ders.,** Das atlantische Element in der Pflanzenwelt der Nordostschweiz. Verh. Schweiz. naturf. Ges. 87. Verh. Winterthur 1905, p. 46. — 9. **Ders.,** Exkursion nach Andelfingen. Wie vor., p. 56. — 10. **Naegeli, O.** u. **Rikli, M.,** Exkursion der züricherischen botanischen Gesellschaft nach Markthalen, dem Hausersee und Andelfingen. Ber. Schweiz. B. G. XV (1905), Anhang p. 102—110. — 11. **Naegeli, O.** u. **Thellung, A.,** Die Flora des Kantons Zürich. I. Teil. Die Ruderal- und Adventivflora des Kantons Zürich. Vierteljahresschr. Zürich LI (1905), p. 225—305. — 12. **Naumann, J.,** *Adenophora liliifolia* (L.) Bess. aus Böhmen. Sitzber. Isis Dresden 1903. Sitzber. p. 4. — 13. **Neger, F. W.** und **Werther, G.,** Über den gegenwärtigen Stand der pflanzengeographischen Durchforschung Bayerns. Mitteil. Bayer. B. G. No. 23 (1902), p. 235—237, Karte. — (14.) **Neuberger, J.,** Flora von Freiburg im Breisgau: Südlicher Schwarzwald, Rheinebene, Kaiserstuhl. 2. verm. Aufl. Freiburg i. B., HERDER 1903. 8⁰. 274 p. 80 Fig. — (15.) **Ders.,** Schulflora von Baden. Freiburg i. B. HERDER 1905. 8⁰. XXIV, 278 p. 113 Fig. — 16. **Neumann, R.,** Der Eibenbaum in Rathmannsdorf bei Schandau. Abh. Isis Bautzen 1898/1901. Bautzen 1902, p. 17—19. — 17. **Ders.,** Zwei noch nicht bekannte größere Eiben im Königreich Sachsen. Wie vor., p. 20. — 18. **Ders.,** *Solanum rostratum* Dunal, Büffelklette. Bemerkungen über die Verbreitung der Pflanze in den letzten Jahren. Wie vor., p. 20—21. — (19.) **Neumann, Rich.,** Über die Vegetation der Umgebung der „Freiburger Hütte“ in Vorarlberg. Mitteil. Baden. B. V. No. 184 (1903), p. 289 bis 295. Nachdruck: 3. Ber. Ver. Alpenpflz. 1903, p. 64—69. — 20. **Ders.,** Übersicht der Badischen *Orchidaceen*. Wie vor., No. 201—204 (1905), p. 1—26. — 21. **Neuwirth, V.,** Beiträge zur Flora der Umgebung von Wermsdorf in Mähren. 4. Ber. Club f. Naturk. Brünn (1902), p. 46—47. — 22. **Nevole, G.,** Vegetationsverhältnisse des Ötschergebietes. Verh. Z.-B. G. LIII (1903), p. 169. — (23.) **Ders.,** Pflanzengeographische Aufnahmen im Gebiet des Dürrensteins in Niederösterreich. Wie vor., LIV (1904), p. 480—481. — (24.) **Ders.,** Vorarbeiten zu einer pflanzengeographischen Karte Österreichs. II. Vegetationsverhältnisse der Ötscher- und Dürrensteingebietes in Niederösterreich. Abh. Z.-B. G. III 1 (1905). 45 pg., Karte. — 25. **Ders.,** Floristische Notizen aus Obersteiermark. Mitt. Steierm. XLII (1905), p. CXLIX—CLII. — (26.) **Ders.,** Die Vegetationsverhältnisse von Weichselboden, der Kräuterin und des Ebenstein in Obersteiermark. Verh. Z.-B. G. LV (1905), p. 260—262. — 27. **Niessl, G. v.,** *Matrica*

discoidea in Mähren. Verh. Brünn XL (1901), p. 46. — 28. **Nordstroem, K. B.,** *Erigeron acris* L.×*canadensis* L. in Pommern. D. B. M. XX (1902), p. 123—124.

1. **Oborny, Ad.,** Beiträge zur *Hieracien*-Flora des oberen Murtales in Steiermark. Ö. B. Z. LII (1902), p. 253—258. — 2. **Ders.,** Beiträge zur *Hieracien*-Flora des oberen Murtales in Steiermark und Salzburg. Wie vor., LIV (1904), p. 210—216. — 3. **Ders.,** Die *Hieracien* aus Mähren und Österreichisch-Schlesien. Verh. Brünn XLIII (1904), p. 135—276 (I); XLIV (1905), p. 1—79 (II). — (4.) **Oettli, M.,** Beiträge zur Ökologie der Felsflora: Untersuchungen aus dem Churfirsten- und Säntisgebiet. Jahrb. St. Gallen f. 1903. St. Gallen 1904, p. 182—382, 4 Taf. — (5.) **Offner, J.,** La végétation des lacs du Jura d'après M. Ant. Magnin. Geographie XI (1902), p. 108—112. — (6.) **Ders.,** Aperçu de la flore alpine. Revue alpine X. (1903), p. 33—51, Fig et pl. — 7. **Ortlep, K.,** Einige Bemerkungen über Pflanzen von Georgental und Tambach. A. B. Z. VIII. (1902), p. 179—180. — 8. **Osswald, L.,** Die Gattung *Euphrasia* im Harz und dem angrenzenden Gebiete. Mitteil. Thüring. B. V. XVII (1902), p. 18—21. — 9. **Ders.,** Die Gattung *Festuca* im Südharze. Wie vor., XIX (1904), p. 130—132. — 10. **Ostenfeld, C. H.,** Über einen *Alectorolophus* der Getreidefelder (*A. apterus* Fr. pro var.) und seine geographische Verbreitung. Ö. B. Z. LIV (1904), p. 197 bis 205. — (11.) **Ostermaier, J.,** Pflanzenvorkommnisse in der Umgebung der Franz Schlüterhütte im Villnößtale (Südtirol). 3. Ber. Ver. Alpenpflz. (1903), p. 70—73. — (12.) **Ostermeyer, F.,** Beitrag zur Phanerogamen-Flora der nordfriesischen Inseln Sylt, Röm und Föhr. Schrift. Schleswig-Holstein XIII. 1 (1904), p. 20—38.

(1.) **Pampanini, R.,** Essai sur la géographie botanique des Alpes et en particulier des Alpes sud-orientales. Mém. soc. fribourg. Géol. et Géogr. III. 1 (1903), 215 pg., chart. — 2. **Ders.,** *Saxifragacee* dell' erbario Webb. Nuovo Giorn. bot. ital. XI (1904), p. 79—82. — 3. **Ders.,** Una nuova varietà dell' *Aristolochia pallida* Willd. Wie vor., XII (1905), p. 363—366. — 4. **Panek, J.,** Verzeichnis der bis jetzt in Mähren und Schlesien beobachteten Weiden und Weidenbastarde. 6. Ber. Klub f. Naturk. Brünn 1905, p. 29—38. — 5. **Pannetier, J.,** La florule du Val des Dix. Bull. Murith. XXXI (1902), p. 116—149. — 6. **Ders.,** Notes floristiques au contributions additionelles à la flore du Valais. Wie vor., p. 159—164. — 7. **Ders.,** Quelques notes d'herborisations dans le Val d'Hérens. Wie vor., XXII (1903), p. 100—107. — 8. **Ders.,** Le *Carex depauperata* Good., nouveau pour la flore suisse. Bull. Boiss. (2) IV (1904), p. 956. — 8a. **Parrochet, A.,** *Pleurogyne carinthiaca* à Almgell-Saas Grund. Bull. Neuchâtel XXXII (1904), p. 345. — 9. **Pascher, A.,** Notizen zur Flora des südlichen Böhmerwaldes. Sitzber. Lotos XXII (1902), p. 115—119. — 10. **Ders.,** Studien über die Gattung *Gagea*. Wie vor., p. XXIV (1904), p. 105—107. — 11. **Paul, D.,** The European Species of the Genus *Primula*. Transact. and Proc. Edinburgh Bot. Soc. XXII (1902), p. 89—105. — 12. **Paulin, A.,** Beiträge zur Kenntnis der Vegetationsverhältnisse Krains. Zugleich Schedae ad floram exsiccatam Carniolicam. Laibach, FLEISCHER. 8°. II (1903), p. 105—214; III (1904), p. 215—308. — 13. **Ders.,** Über das Vorkommen einiger seltener Pflanzenarten, namentlich der bisher nur aus den Pyrenäen bekannten *Viola cornuta* L. in den Karawanken. Mitteil. Mus. Krain XV (1902), p. 75—80. — 14. **Ders.,** Über die geographische Verbreitung von *Daphne Blagayana* Freyer. Wie vor., p. 95—102. — 15. **Ders.,** Über das Vorkommen der *Viola cornuta* L. in Krain. Ö. B. Z. LII (1902), p. 25—26. — 16. **Ders.,** Schedae ad floram exsiccatam Carniolicam IV. Centuria VII et VIII

Labaci 1905. 8°. p. 305—340. — (17.) **Paulstich, D.,** Der Hanauer Mississippi und die dort vorkommenden Pflanzen und Tiere. Ber. Wetterau 1903, p. 3 bis 18. — 18. **Pax, F.,** *Aceraceae.* Pflanzenreich, Heft 8. Leipzig, W. ENGELMANN 1902. 8°. 163 pg., 14 Fig., 2 Karten. — 19. **Pax, F.** u. **Knuth, R.,** *Primulaceae.* Pflanzenreich, Heft 22. Leipzig, W. ENGELMANN 1905. 8° 386 pg., 75 Fig., 2 Kart. — 20. **Pehersdorfer, A.,** Die Orchideen des Bezirkes Steyr in Ober-Österreich und seiner Umgebung. D. B. M. XXI (1903), p. 143 bis 146. — 21. **Peil,** Botanische Mitteilungen. Schrift. Danzig X. 4 (1902), p. 61. — 22. **Perwo,** Über die Vegetation des Frischen Haffs. Schrift. Königsberg XLIV (1903), p. 152—153. — (23.) **Ders.,** Pflanzen vom Frischen Haff Wie vor., p. 159. — (24.) **Petitmengin, M.,** Souvenirs d'herborisation à Zermatt (Valais). Bull. Acad. géogr. bot. XI (1902), p. 355—364. — (25.) **Petrasch, K.,** Beiträge zur Flora der Umgebung Pettaus. Progr. Gymnas. Pettau 1905. 8° 11 pg. — 26. **Petri, F.,** Ober-Österreichische Weidenbastarde. XXXIII. Jahresbericht Ober-Österreichs 1904. Sitzber. p. 21. — 27. **Petzi, F.,** Floristische Notizen aus dem Bayerischen Walde. II. Denkschr. B. V. Regensburg VIII (1903), p. 91—98. — 28. **Pfuhl,** Einige floristische Mitteilungen. Zeitschr. Posen IX. 1 (1902), p. 21—25. — (29.) **Ders.,** Bäume und Wälder Posens. Naturwiss. Wochenschr. III (1904), Nr. 58, p. 922—925, 6 Photogr. — (30.) **Ders.,** Bäume und Wälder der Provinz Posen. Zeitschr. Posen X. 2/6 (1904), p. 41—224, Fig. — 31. **Picard, K.,** Über eine neue *Ophrys*-Form. Zeitschr. f. Naturwiss. LXXVII (1904), p. 359—365. Taf. — 32. **Pieper, G. R.,** 11. Jahresbericht des Botanischen Vereins zu Hamburg 1901—1902. D. B. M. XX (1902), p. 158—163. — 33. **Ders.,** 12. Jahresbericht desgl. 1902—1903. Wie vor., XXI (1903), p. 118 bis 122. — 34. **Ders.,** Neue Ergebnisse der Erforschung der Hamburger Flora. Zugleich XIII. Jahresbericht des Botanischen Vereins zu Hamburg 1903—1904 A. B. Z. X (1904), p. 185 – 187, XI (1905), p. 6—9. — 35. **Ders.,** Neue Ergebnisse der Erforschung der Hamburger Flora. Zugleich XIV. Jahresbericht des Botanischen Vereins zu Hamburg 1904 – 1905. Wie vor., XI (1905), p. 182—185, 201—203. — 36. **Pilger, R.,** *Taxaceae.* Pflanzenreich, Heft 18. Leipzig, W. ENGELMANN 1902. 8°. 124 pg., 24 Fig. — 37. **Pilichondy, A.,** Eine eigentümliche Wuchsform der Fichte. Schweiz. Zeitschr. f. Forstwesen, LIV (1903), p. 154—155. — 38. **Plettke, Fr.,** Botanische Skizzen vom Quellgebiete der Ilmenau, insbesondere über das Vorkommen von *Betula nana* L. und *alpestris* Fr. daselbst. Ein Beitrag zur Flora der Lüneburger Heide. Abh. Bremen, XVII, 2 (1993). p. 447—464 — 39. **Ders.,** *Alopecurus bulbosus* Gouan, eine für Deutschland neue Phanerogame, einheimisch bei Geestemünde. Aus der Heimat, für die Heimat. 1901/2 Bremerhaven, 1903, p. 42—44. — 40. **Ders.,** Kürzere Mitteilungen zur Fauna und Flora von Geestemünde und Umgegend. Wie vor., p. 47—53. — 41. **Ders.,** Über das Vorkommen von *Convolvulus Soldanella* L. zwischen Ahrensch und Duhnen, südlich von Cuxhaven. Wie vor., 1905, p. 55—58. — 42. **Podpera, J.,***) Über das Vorkommen der *Avena desertorum* Lessing in Böhmen. Ö. B. Z. LII (1902), p. 333—338. — (43.) **Ders.,** Floristische Notizen [tschechisch] Vestnik Prir. Klub Prossnitz f. 1904, 111—119, Taf. — (44.) **Ders.,** Über den Einfluß der Glacialperiode auf die Flora dèr böhmischen Länder [tschechisch] Wie vor., p. 127—142. — (45.) **Ders.,** Pflanzengeographische Studien aus Böhmen. Beiheft Bot. Cbl., XVII (1904), p. 234—240. — 46. **Ders.,** *Geranium lucidum* L. nová na Moravé rostlina jevnosnubna [tschechisch] Casopis mor. mus. F.

---

*) Die tschechischen Aufsätze sind nach H. LAUS' Literaturberichten zitiert.

No. I (1904), 3 pg. — (47.) **Ders.,** Studien über die thermophile Vegetation Böhmens. Bot. Jahrb., XXXIV, Beibl. No. 76 (1904), p. 1—39, Karte. — 48. **Ders.,** Weitere Beiträge zur Phanerogamen- und Gefäßkryptogamenflora Böhmens. Verh. Z.-B. G., LIV (1904), p. 313—340. — 49. **Ders.,** Beitrag zur Flora Mährens [tschechisch]. Vestnik. Prir. Klub Prossnitz f. 1904, 10 pg., Taf. Vergl. Ö. B. Z., LV (1905), p. 113. — 50. **Ders.,** Über das Vorkommen des *Ostericum palustre* Besser in Mähren. Ö. B. Z., LIV (1904), p. 387—393. — (51.) **Ders.,** Über den Einfluß der Glacialperiode auf die Entwicklung der Flora der Sudetenländer. 1 Ber. Bot. Garten Olmütz, 1905 p. 1—23. — (52.) **Poeverlein, H.,** Flora exsiccata Bavarica. Mitteil. Bayer. B. G., No. 23 (1902), p. 237—241 (IV, V); No. 24 (1902), p. 252—253 (VI); No. 29 (1904), p. 335—336 (VII). — 53. **Ders.,** Bemerkungen zur Flora exsiccata Bavarica. Denkschr. B. V. Regensburg, VIII (1903), 2. Beil., 56 pg. (II), 3 Beil., 74 pg. (III); IX (1905), 1. Beil., 70 pg. (IV). 54. **Ders.,** Beiträge zur Kenntnis der bayerischen *Potentillen*. I. Die Verbreitung von *Potentilla procumbens* Sibthorp im diesrheinischen Bayern. Mitteil. Bayer. B. G., Nr. 29 (1904), p. 331—333. — 55. **Ders.,** Beiträge etc. II. Die Verbreitung von *Potentilla Thuringiaca* Bernhardi im rechtsrheinischen Bayern. Wie vor., No. 32 (1904), p. 393—394. — 56. **Ders.,** Beiträge etc. III. Eine neue Form der *Collina*-Gruppe aus dem nördlichen Frankenjura. Wie vor., No. 35 (1905), p. 446. — 57. **Ders.,** Beiträge etc. IV. Das Vorkommen von *Potentilla grandiceps* Zimmeter im rechtsrheinischen Bayern. Wie vor., p. 446. — 58. **Ders.,** Vorarbeiten zu einer Flora Bayerns. Die bayerischen Arten, Formen und Bastarde der Gattung *Alectorolophus*. Ber. Bayer. B. G., X (1905), 24 pg. — 59. **Ders.,** Beiträge zur Kenntnis der bayerischen *Veronica*-Arten. Mitteil. Bayer. B. G., No. 37 (1905), p. 476. — (60.) **Ders.,** Botanisches von den Programmtouren der Ortsgruppe Ludwigshafen. Pfälzerwald, V (1905), Nr. 8, 15 ff. — 61. **Ders.,** Zwei verkannte *Campanulaceen* der Flora Südwest-Deutschlands. A. B. Z., XI (1905), p. 61—63. — 62. **Porret, A.,** Quelques plantes du Jura vaudois. Bull. Boiss. (2), III (1903), p. 652. — 63. **Ders.,** Plantes nouvelles du Jura. Bull. soc. vaud. (4), XXXIX (1903). Proc. verb., p. XLIII. — 64. **Porsch, O.,** Die österreichischen *Galeopsis*-Arten der Untergattung *Tetrahit* Reichb. Versuch eines natürlichen Systems auf neuer Grundlage. Abh. Z.-B. G., II. 2 (1903), 126 pg., 3 Taf. — 65. **Porta, P.,** Appendix Florulae nostrae Tridentinae finitimisque in regionibus. Atti accad. agiati Rovereto (3), XI (1905), p. 209—216. — 66. **Praetorius,** Mitteilungen aus der Flora von Graudenz. Schrift. Königsberg, XLVI (1905), p. 55. — 67. **Prahl, P.,** Mitteilungen zur Gattung *Calamagrostis*. Mitteil. geogr. Ges. Lübeck (2) XVI (1902), p. ? Sep. 10 pg. — 68. **Preißmann, E.,** Über die steierischen *Sorbus*-Arten und deren Verbreitung. Mitteil. Steierm. XXXIX (1902), p. 341—356. — 69. **Preuß,** Vegetationsbilder aus dem Kreise Pr.-Stargard. Schrift. Königsberg. XLIII (1902), 109—112. — 70. **Ders.,** Bemerkenswerte Pflanzenfunde aus der Umgegend von Steegen, Kreis Danziger Niederung. Wie vor., S. 112—113. — (71.) **Ders.,** Verzeichniss der wichtigsten Pflanzenfunde. Wie vor., p. 113—114. — 72. **Ders.,** Seltene Bestandteile des ostpreußischen Vegetationsbildes. Naturwiss. Wochenschr. II (1903), No. 14, p. 157—160. — 73. **Ders.,** Pflanzen der Dünen der Binnennehrung. Schrift. Königsberg. XLIV (1903), S. 129. — 74. **Ders.,** Bericht über die botanischen Untersuchungen im Kreise Rosenberg. Wie vor., p. 144—149. — 75. **Ders.,** Floristische Beobachtungen in den Kreisen Danziger Niederung und Marienburg. Wie vor., p. 149—152. — 76. **Ders.,** Untersuchungen der Kreise Löbau und Rosenberg. Wie vor. XLV (1904), p. 30—34. — 77. **Ders.,** Beiträge zur westpreußischen Adentivflora 26/27. Ber. Westpreuß. B. Z. V. (1905), p. 26*—30*. — (78.) **Ders.,** Westpreußens Moore und ihr Pflanzenkleid. Wie vor., p. 56*—57*. — (79.) **Ders.,** CARL F. LÜTZOW. Eine biographische Skizze. Jahrb. Westpreuß. Lehrer-Ver. I (1905), p. 3—8. — (80). **Ders.,** Über Naturdenkmäler in westpreußischen Forsten. Schrift. Königsberg XLI (1905), p. 55. — 81. **Ders.,** Botanische Untersuchung im Kreise Löbau östlich der Drewenz. Wie vor., p. 68—73. — (82.) **Probst, R.,** Im Zickzack von Stühlingen über den Randen zum Zollhaus. Mitteil. Baden B. V. No. 191/192 (1904) p. 345 bis 360. — 83. **Ders.,** Beitrag zur Flora von Solothurn und Umgebung. Mitteil. Solothurn XIV (1902—1904) Solothurn 1904, p. 3—38. — 84. **Prohaska, K.,** Exkursion nach Rann in Untersteiermark. Mitteil. Steierm. XXXVIII (1901), p. LX. — 85. **Ders.,** Flora des unteren Gailtales (Hermagor-Arnoldstein) nebst weiteren Beiträgen zur Flora von Kärnten. II. Teil. Jahrb. Kärnten XXVII (1905), p. 1—84. — (86.) **Protsch, E.,** Flora von Kirchberg und Umgebung. D. B. M. XXII (1904), p. 9—15. — (87.) **Puchner, P. A.,** Spezielle Flora crucimontana oder die offenblütigen Gewächse des Kreuzberges und dessen allernächster Umgebung. Festschr. 25. Jubiläum Rhoenclub Fulda J. L. UTH. 8°. 1901, p. 58—90. — (88.) **Pusch, K.,** Eine forstliche Studienreise nach Tirol. Österr. Forst- u. Jagdzeitg. XLII (1904), p. 336—337, 344 bis 345, 352—353, Fig.

(1.) **Quervain, A. de,** Die Hebung der athmosphärischen Isothermen in den Schweizeralpen und ihre Beziehung zu den Höhengrenzen. Beitr. zur Geophysik VI 4 (1904), p. 481—533.

(1.) **Raßmann, M.,** Die Flora von Mödling. Mitteil. Sektion f. Naturk. Österr. Touristen-Club XIII (1901), p. 41—42. — 2. **Ders.,** Einige interessante Pflanzengäste aus der Wiener Gegend. Verh. Z.-B. G. LII (1902), p. 588 bis 589. — 3. **Rechinger, K.,** Über einige seltene Pflanzen. Wie vor., p. 150—152. — 4. **Ders.,** Über *Cirsium Gerhardtii* Sch. Bip. = *C. eriophorum* × *lanceolatum*. A. B. Z. IX (1903), p. 64—65. — 5. **Rechinger, K.** u. **Rechinger, L.,** Beiträge zur Flora von Ober- und Mittelsteiermark. Mitteil. Steierm. XLII (1905), p. 142—169. — 6. **Rehnelt,** Dendrologische Notizen aus Gießen. Mitteil. Deutsch. dendr. Ges. (1905), p. 205. — 7. **Rehsteiner H.,** Vortrag über *Trapa natans* L. Jahrb. St. Gallen 1903, St. Gallen 1904, p. 91—96. — (8.) **Reichenbach, H. G.** u. **Reichenbach, H. G., fil.,** Icones florae Germanicae et Helveticae etc. Bearbeitet von G. v. BECK. Bd. XXII, Liefg. 31—33 (1903), Bd. XXIV, Liefg. 1/2 (1903), 3—6 (1904), 7, 8 (1905). — 9. **Reinecke, C.,** Zur Flora von Erfurt. Mitteil. Thüring. B. V. XVII (1902), p. 122—123. — 10. **Ders.,** Im verflossenen Sommer gemachte Funde. Wie vor., p. 123—124. — 11. **Ders.,** *Glaucium corniculatum* × *luteum* von Schwellenburg. Wie vor., p. 124. — 12. **Ders.,** *Rosa gallica* × *agrestis f. munimenti* R. Keller. Wie vor., XVIII (1903), p. 70—71. — 13. **Ders.,** Weitere Beiträge zur Flora von Erfurt. Wie vor., p. 71—74. — 14. **Ders.,** Zur Flora von Thüringen. Wie vor., XX (1905), p. — (15.) **Reinke, J.,** Die Pflanzenwelt der deutschen Meere. Globus. LXXX (1901), p. 115—121. — 16. **Ders.,** Botanisch-geologische Streifzüge an den Küsten des Herzogtums Schleswig. Wissensch. Meeresuntersuchungen. VIII Ergänzungsheft Kiel (1903), 157 pg., 257 Fig. — (17.) **Ders.,** Die Entwicklungsgeschichte der Dünen an der Westküste von Schleswig. Sitzber. Preuß. Akad. Wiss. 1903, p. 281—295. — (18.) **Reinsch, S.,** Flora in: Rosenheims Berge und Vorland. Sect. des D. u. Ö. A. V. 1902, p. 28—32. — (19.) **Rei-**

hauer, H., Höhengrenzen der Vegetation in den Stubaier-Alpen und in der Adamello-Gruppe. Wissensch. Veröffentlichung. Ver. Erdk., Leipzig. VI (1904), p. 1—210. — 20. **Ders.,** Die Vegetationsdecke der Adamello-Gruppe. Zeitschr. deutsch. u. österreich. Alpenver. XXXVI (1905), p. 36—52. — 21. **Remeš, M.,** *Sparganium*, besonders *Sparganium neglectum* von Olmütz [tschechisch] Vestuck Přír Klub Prossitz f. 1903, p. 147. — (22.) **Resvoll, Th. R.,** Vegetationen i Schweizer Alperne. Naturen XXVIII (1904), p. ?. — (23.) **Richen, G.,** Nachträge zur Flora von Vorarlberg und Liechtenstein. III. Ö. B. Z. LII (1902), p. 338—346. — (24.) **Richter, P.,** Merkwürdige Bäume der Niederlausitz. Gartenfl. VII (1903), p. 274—276. — 25. **Richters,** *Triticum cylindricum*, eingeschleppt bei Breslau. 82. Jahresber. Schles. Ges. (1904), p. 1. — 26. **Rikli, M.,** Die Gattung *Dorycnium*. Bot. Jahrb. XXXI (1901), p. 313—404. Taf. VII—X. — (27.) **Ders.,** Contributions floristiques et phytogeographiques à la flore suisse. Atti soc. elvet. sc. nat. 86. sess. Locarno 1903. Zurigo 1904, p. 44. — 28. **Ders.,** *Berberis vulgaris* L. var. *alpestris* Rikli var. nov. Wie vor., p. 293—304, Fig. — 29. **Ders.,** Eine neue Form des Bergahorns. Ber. Schweiz B. G. XIII (1903), p. 69—71. — 30. **Ders.,** Die Anthropophoren und der Formenkreis des *Nasturtium palustre* etc. Wie vor., Anhang p. 71—82. — 31. **Ders.,** Beiträge zur Kenntnis der schweizerischen *Erigeron*-Arten. I. *Erigeron neglectus*. Wie vor., XIV (1904), p. 14—34, Taf. I u. II. — 32. **Ders.,** Beiträge etc. II. Übersicht und systematische Gliederung der *Erigeron* der Schweizer Flora. Wie vor., p. 127—133. — (33.) **Ders.,** Das alpine Element, der Lägern und die Reliktenfrage. Verh. Schweiz. naturforsch. Ges. 87. Jahresvers. 1904. Winterthur 1905, p. 221—229. — 34. **Ders.,** Fortschritte der Floristik. Neue Arten, Formen und Standorte aus der Flora der Schweiz aus dem Jahre 1904. IV. Gefäßpflanzen. Ber. Schweiz. B. G. XV (1905), p. 54—71. — (35.) **Ritzberger, E.,** Prodromus einer Flora von Ober-Österreich. I. Teil, 1. u. 2. Abt., Jahresber. Ober-Österreich. XXXIII (1904), p. 1—59 (1); XXXIV (1905), p. 1—111 (2). — 36. **Robert-Tissot, E.,** Le safran printanier (*Crocus vernus* Wulf.) Rameau de sapin XXXVIII (1904), No. 5, p. 17—20, No. 6, p. 22—23, Fig. — 37. **Ders.,** Le dompte venin (*Vincetoxicum officinale* Moench). Wie vor., No. 8, p. 29—31, Fig. — 38. **Ders.,** Streptopte à feuilles embrassantes (*Streptopus amplexifolius* Michx). Wie vor., No. 11, p. 42—43; No. 12, p. 45—46, Fig. — 39. **Ders.,** La Corydale à bractées entières. Wie vor., XXXIX (1905), No. 9, p. 34, Fig. — (40.) **Roemer, Fr.,** Beiträge zur Flora von Pommern unter besonderer Berücksichtigung des in 2. Auflage erschienenen Buches: „Flora von Pommern“ von Oberlehrer AD. MÜLLER-Stettin 1904. A. B. Z. X (1903), p. 165—169. — (41.) **Roemer, Fr. u. Hintze F.,** Erwiderung auf die Berichtigung von Prof. WINKELMANN zu Beiträge zur Flora von Pommern von FRITZ ROEMER (Jahrg. 1904, No. XI) und auf die Entgegnung von G. BUCHHOLZ und WILH. MÜLLER zu den Beiträgen. Wie vor., XI (1905), p. 68—70. — (42.) **Rörig, A.,** Alte urwüchsige Waldbestände und Bäume in Hessen-Nassau. Naturwiss. Wochenschr. IV (1905), No. 31, p. 489—494, 2 Photogr. — (43.) **Roettinger, K.,** Einführung in die Flora von Münnerstadt und der nächsten Umgebung. I. Progr. human. Gymnas. Münnerstadt 1905. 8⁰. 41 pg. — 44. **Rohlena, J.,** Beitrag zur Flora von Böhmen. A. B. Z. VIII (1902), p. 84—90, 115—116. — 45. **Romano, L.,** Le specie italiane del genere *Cardamine* secondo O. E. SCHULZ. Malpighia XIX (1905), p. 206—217. — 46. **Rottenbach, H.,** Zur Flora von Berchtesgaden. D. B. M. XX (1902), p. 44—46 — (47.) **Ders.,** Zur Flora von Gastein. Wie vor., XXI (1903), p. 38—40 — **Rouy, G.,** Le genre *Doronicum* dans la flore européenne et dans la flore atlantique. Revue bot. geogr. I (1903), p. 17—22, 33—40. — 48a. **Ders.,** Les saules hybrides européens de l'herbier ROUY. Wie vor., II (1904), p. 167—181, 183—188. — 49. **Rudolf,** Funde aus der Flora von Thüringen. Mitteil. Thüring. B. V. XVII (1902), p. 125. — 50. **Ders.,** Zur Flora von Erfurt, auch Adventivpflanzen. Wie vor., XVIII (1903), p. 41. — 51. **Ders.,** Zur Flora von Thüringen. Wie vor., p. 41—42. — 52. **Ders.,** Zur Flora von Thüringen, besonders Erfurt. Wie vor., XX (1905), p. 90—91. — 53. **Rueß, J.,** Besprechung der Gattung *Centaurea* Mitteil. Bayer. B. G. Nr. 28 (1903), p. 324.

1. **Sabidussi, J.,** *Vicia sordida* W. K., die schmutziggelbe Wicke in Kärnten Carinthia XCII (1902), p. 31—32. — 2. **Ders.,** Das „Herbar Reyer". Wie vor., p. 53—59. — (3.) **Ders.,** Botanische Notizen vom Museal-Ausfluge nach Eisenkappel. Wie vor., XCIV (1904), p. (153) 157—158. — 4. **Ders.,** Das niedrige Fingerkraut, *Potentilla supina* L. in Kärnten. Wie vor., p. 217—218. — (5.) **Ders.,** Museumsausflug in die Kreuzen am 21. Mai 1905. Wie vor., XCV (1905), p. 107—113. — 6. **Sabransky, H.,** Beitrag zur Kenntnis der Flora von Tirol Ö. B. Z. LII (1902), p. 143—151. — 7. **Ders.,** Beiträge zur Flora der Oststeiermark. Verh. Z.-B. G. LIV (1904), p. 537—556. — 8. **Ders.,** Zur Kenntnis der Veilchenflora von Steiermark. A. B. Z. XI (1905), p. 162—165. — 9. **Ders.,** Die Brombeeren der Oststeiermark. Ö. B. Z. LV (1905), p. 315—318, 354—358, 386—397. — (10). **Saccardo, P. A.** u. **Traverso, G. B.,** La Flora delle Vette di Feltre. Atti Istit. veneto sc. lett. et comm. LXIV (1905), p. 833—908. — 11. **Sagorski,** Über *Sesleria coerulea* Opiz var. *Ratzeburgii* Asch. et G. A. B. Z. VIII (1902), p. 44—45. — 12. **Sarnthein, L., Graf v.,** Zur Flora von Norderney. Ö. B. Z. LIII (1903), p. 104—105. — 13. **Ders.,** Die Eibe in Tirol und Vorarlberg. Festschr. f. ASCHERSON, 1904, p. 476—481. — 14. **Savoy, H.,** Plantes nouvelles des environs de Fribourg. Bull. soc. Fribourg IX (1901), p. 13—14. — 15. **Ders.,** *Symphytum asperrimum*. Wie vor., p. 47. — (16.) **Schaefer, B.,** Die in der Umgegend Kassels wildwachsenden Gefäßpflanzen. Festschr. 75. Naturforscherversamml. 1903, p. 141—158. — 17. **Scheidhauer, R.,** *Carex limosa* bei Bischofswerda Sitzber. Isis Dresden 1905 Abh., p. 5. — (18.) **Schelenz, H.,** Pflanzensammlungen und Kräuterbücher mit besonderer Bezugnahme auf die dem hiesigen Museum gehörige älteste und eine andere Kräutersammlung und seine Holzbibliothek Abh. Kassel XLIX (1905), p. 113—137. — 19. **Schenk, H.,** Über alte Eiben im westlichen Deutschland, im besonderen die Eibe am oberen Schloß zu Siegen Verh. Rheinl. LIX (1902), p. 33—38. — (20.) **Scherzer, Chr.,** Ankauf eines Gipshügels bei Windsheim durch den botanischen Verein Nürnberg. Mitteil. Bayer. B. G. No. 37 (1905), p. 482—483. — (21.) **Schierl, A.,** Zweiter Nachtrag zur mährischen Flora. 4. Ber. Klub f. Naturk. Brünn (1902), p. 48—56. (22.) **Schiffner, V.,** Exkursion in das österreichische Küstenland. Führer Wiss. Exkurs. bot. Kongreß Wien No. 2 (1905), 26 pg., Taf. — 23. **Schindler, A. K.,** *Halorrhagaceae*. Pflanzenreich Heft 23. Leipzig, W. ENGELMANN, 1905. — 225 pg., 36 Fig. — 24. **Schinz, H.,** Beiträge zur Kenntnis der Schweizer Flora. Die schweizerischen Vertreter der Gattung *Alectorolophus* der Herbarien des botanischen Museums der Universität Zürich nach Dr. v. STERNECKs Monographie der Gattung *Alectorolophus*. Bull. Boiss. (2) II. (1902), p. 339—346. — 25. **Ders.,** Beiträge zur Kenntnis der Schweizer Flora (II.). Floristische Beiträge, zusammengestellt unter Mittwirkung der Herren Dr. G. HEGI, THELLUNG und Seminarlehrer EMIL WEBER. Wie vor., p. 347—352. — 26. **Ders.,** Beiträge zur Kenntnis der Schweizer Flora (III.). *Hypericum Desetangsii* Lamotte in der Schweiz

Wie vor., III (1903), p. 10—23. — 27. **Ders.,** Floristische Beiträge, zusammengestellt unter Mitwirkung des Herrn RUD. J. BÄR etc. Wie vor., p. 24—28. 28. **Ders.,** Beiträge zur Kenntnis der Schweizer Flora IV. 2. Zur Flora des Churfirstengebietes. Vierteljahrsschr. Zürich XLIX (1904), p. 229—231. — 29. **Ders.,** 3. *Hypericum dubium* Leers. Wie vor., p. 231—241. — (30.) **Schinz, H.** und **Keller, R.,** Flora der Schweiz. 2. Aufl. Zürich, A. RAUSTEIN 1905. 8°. I. Exkursionsflora XVI, 585 pg.; II. Kritische Flora. 400 pg. — 31. **Schirpel, F.,** Die größte Lärche im Kanton Zürich. Schweiz. Zeitschr. f. Forstwesen. LIII (1902), p. 44. — 32. **Schlegel, L.,** Eine Naturseltenheit. Mitteil. nordböhm. Exkursionskl. XXVII (1904), p. 350—351. — (33.) **Schleichert, F.,** Eine Wanderung im Urwalde am Kubani. Natur und Schule III (1904), p. 253—257, 2 Photogr. — (34.) **Schlieckmann, E.,** Westfalens bemerkenswerte Bäume. Bielefeld, VELHAGEN & KLASING 1904. 8°. 95 pg., Fig. — (35.) **Schlumberger, J. v.,** Über Verschiebungen innerhalb der Pflanzenwelt und über die Flora der Hochvogesen und ihre Eigentümlichkeiten. Mitteil. philom. Ges. Elsaß-Lothr. XI (1903), p. 38—44 [corresp. Beilage XII (1904), 7 pg.] — (36.) **Schmeil, O.** und **Fitchen, J.,** Flora von Deutschland. Ein Hilfsbuch zum Bestimmen der in dem Gebiete wildwachsenden und angebauten Pflanzen. Stuttgart, E. NAEGELE 1904. 8°. 333 pg., Fig.; 2. Aufl. 1905. 8°. VIII, 394 pg., Fig. — 37. **Schmid, H.,** Im Torfmoor. Ber. St. Gallen (1900—1901). St. Gallen 1902, p. 169—204. — 38. **Ders.,** Alpenpflanzen im Gäbrisgebiete und in der Umgebung der Stadt St. Gallen. Wie vor., 1905, p. 147—200. — (39.) **Schmid, J.,** Eine Exkursion nach den deutschen Sprachinseln jenseits der Alpen. Bündenerzeitg. (1902), No. 37—43. — 40. **Schmidely, A.,** Récoltes batologiques de 1901. Bull. Boiss. (2) II (1902), p. 115. — 41. **Ders.,** Exposé du résultat de ses herborisations batologiques en 1902 aux environs de Genève. Wie vor., III (1903), p. 76—80. — (42.) **Schmidt, H.,** Ein Vegetationsbild aus dem schlesischen Vorgebirge. Floristische Notizen über den Ort Poischwitz im niederschlesischen Kreise Jauer. D. B. M. XXI (1903), p. 35—38, 67—75. — (43.) **Schmidt, L.,** Thüringens merkwürdige Bäume. D. B. M. XXI (1903), p. 81—84. — (44.) **Schneider, C. K.,** Handbuch der Laubholzkunde. Charakteristik der in Mitteleuropa heimischen und im Freien angepflanzten angiospermen Gehölzarten und -Formen mit Ausschluß der *Bambuseen* und *Cacteen*. Jena, G. FISCHER. 8°. Liefg. 1/2 (1904), 3/4. Liefg. (1905), p. 1—448, 332 Fig. — 45. **Ders.,** Übersicht über die spontanen Formen der Gattung *Spiraea* (*Euspiraea*). Bull. Boiss. (2) V (1905), p. 335—350. — 46. **Schneider, G.,** Beiträge zur *Hieracien*-Kunde. D. B. M. XX (1902), p. 152 bis 158. — (47.) **Schneider, J.,** Schulflora von Traunstein und Umgebung. Neu bearbeitet von L. BLUMENSTEIN. Traunstein, G. H. STIFEL 1905. 8°. XV, 82 pg., Taf. — (48.) **Schoch, E.** u. **Thellung, A.,** Florenelemente und Pflanzen um Zürich in: MEISTER, J. die Stadtwaldungen von Zürich. 2. Aufl. Zürich 1903. 8°. p. 24—53, Taf. — 49. **Schönke,** Die Eibe. Zeitschr. Posen XI 3 (1905), p. 68 bis 92; XII 1 (1905), p. 17—27; XIII (1906), p. 25—30, 86—94. — 50. **Scholz, J. B.,** Mitteilungen über seine floristischen Funde im Weichselgelände Westpreußens. Schrift. Königsberg XLIV (1902), p. 115—118. — 51. **Ders.,** Abnorme Formen von *Corydalis cava* Schwgg. Wie vor., p. 130—131. — 52. **Ders.,** Seltene Pflanzen aus der Umgegend von Marienwerder. Schrift. Danzig. X 4 (1903), p. 45. — 53. **Ders.,** Bericht über die i. J. 1902 unternommenen botanischen Ausflüge. Schrift. Königsberg XLIV (1903), p. 130—134. — 54. **Ders.,** Bemerkenswerte Pflanzen aus dem Weichselgelände. Wie vor., XLV (1904), p. 84. — 55. **Ders.,** Bericht über die Untersuchung des angeblichen Zwergbirken-Hochmoores zu Warneinen bei Osterode, Ostpreußen, am 22. August 1903. Wie vor., p. 37. — (56.) **Ders.,** Die Überreste der Steppenflora auf Heide- und Waldboden in Westpreußen. 26/27. Ber. Westpreuß. B.-Z. V. (1905), p. 22*—26*. — (57.) **Ders.,** Die Pflanzengenossenschaften Westpreußens. Schrift. Danzig XI. 3 (1905) VIII, 248 pg. — 58. **Schorler, E.,** Bereicherungen der Flora saxonica in den Jahren 1899—1902. Sitzber. Isis Dresden 1902. Abh., p. 129—133. — 59. **Ders.,** Bereicherungen der Flora saxonica im Jahre 1903. Wie vor., (1904), Abh., p. 28—34. — 60. **Ders.,** *Coleanthus subtilis* Seidl, ein Bürger der deutschen Flora. Ber. D. B. G. XXII (1904), p. 524—526. — 61. **Ders.,** Bereicherungen der Flora saxonica in den Jahren 1904 und 1905. Sitzber. Isis Dresden 1905, Abh. p. 80—85. — 62. **Schott, P. C.,** *Pinus silvestris* L. Beiträge zur Systematik und Provenienzfrage etc. Forstwissensch. Centralbl. XXVI (1904), p. 123—141, 307—324, 436—449, 515—536, 587—606, 4 Taf. — (63.) **Schreiber, P.,** Das Zwittauer Moor. Eine botanische Skizze. 3. Ber. Klub f. Naturk. Brünn (1901), p. 61 bis 63. — 64. **Schroeter, C.,** Zwei neue *Gramineen* der Bündnerflora. Verh. Schweiz. naturforsch. Ges., 83. Vers. Thusis 1900, Chur 1901, p. 115. — 65. **Ders.,** Exkursion ins Avers. Wie vor., p. 115—116. — 66. **Ders.,** Notices floristiques et phytogéographiques. Act. soc. helvét. sc. nat. 85. séss. Genève 1902. Genève 1902, p, 126—129. Extr: Bull. Boiss. (2), II (1902), p. 890—891. — 67. **Ders.,** Fortschritte der Floristik. Neue Formen und Standorte aus der Flora der Schweiz aus den Jahren 1901 und 1902. Ber. Schweiz. B. G. XIII (1903), p. 103—137, Fig. — 68. **Ders.,** Eine seltsame Fichte. Prakt. Forstwirt f. d. Schweiz XXXVIII (1903), p. 207—208. — (69.) **Ders.,** Die torfbildenden Pflanzenformationen der Schweiz. Festschr. f. ASCHERSON 1904, p. 383—390. — 70. **Ders.,** Das Pflanzenleben der Alpen etc. Zürich, R. RAUSTEIN. 8°. 1. Liefg. (1904), 2. Liefg. (1905), p. 1—248, 105 Fig. — 71. **Ders.,** Fortschritte der Floristik. Neue Formen und Standorte aus der Flora der Schweiz aus dem Jahre 1903. Ber. Schweiz. B. G. XIV (1904), p. 114—122. — 72. **Ders.,** Standorte von *Silene exscapa* und *Carex firma*. Wie vor., XV (1905) Anhang p. 16*). — 73. **Ders.,** Über die Bergföhre. Bot. Jahrb. XXXIV, Beibl. No. 7 (1905), p. 19. — (74.) **Schroeter, C.** u. **Kirchner, O.,** Die Vegetation des Bodensees. II. Teil. Schrift. Ver. Bodensee. 31. Heft (1902), Beil. 8°. VII, 86 pg. 3 Taf., Karte u. Fig. — Extr. Biol. Cbl. XXIII (1903), p. 177—180. — (75.) **Schroeter, C.** u. **Rikli, M.,** Botanische Exkursionen ins Bedretto-, Formazza- und Boscotal. Atti soc. elvet. sc. nat. 86. sess. Locarno 1903. Zurigo 1904, p. 305—396, 10 Taf. — Sep. Zürich, A. RAUSTEIN 1903. 8°. 92 pg., 10 Taf. — 76. **Schroeter, C.,** et **Wilczek, M.,** Notice sur la flore littorale de Locarno. Boll. soc. ticin. sc. nat. I. 1 (1904), p. 9—29. — 77. **Schube, Th.,** Ergebnisse der Durchforschung der schlesischen Pflanzenwelt im Jahre 1902. 80. Jahresbericht Schles. Ges. (1902), p. 33—59. — (78.) **Ders.,** Neue Arbeiten zum Waldbuch von Schlesien. Wie vor., p. 69—91, Fig. — (79.) **Ders.,** Die Verbreitung der Gefäßpflanzen in Schlesien preußischen und österreichischen Anteils. Festgabe der schlesischen Gesellschaft für vaterländische Kultur zur Hundertfeier ihrer Bestehens. Breslau, R. NISCHKOWSKY 1903. 8°. IV u. 362 pg., Karte. — (80.) **Ders.,** Standortskarten zur Flora von Schlesien. 81. Jahresber. Schles. Ges. (1903), p. 10—11. — (81.) **Ders.,** Studien zum Waldbuche von Schlesien. Wie vor., p. 30—42, 6 Photogr. — 82. **Ders.,** Erge der Durchforschung der schlesischen Gefäßpflanzenwelt im Jahre 1903. Wie vor., p. 42—64. — (83.) **Ders.,** Flora von Schlesien, preußischen und österreichischen Anteils. Breslau, W. G. KERN 1904. 8⁰. 456 pg. — (84.) **Ders.,** Arbeiten zum Waldbuche von Schlesien. 82. Jahresber. Schles. Ges. (1904), p. 29—41, 6 Photogr. — 85. **Ders.,** Ergebnisse der Durchforschung der schlesischen Gefäßpflanzenwelt im Jahre 1904. Wie vor., p. 41—64. — (86.) **Ders.,** Arbeiten zum Waldbuche von Schlesien. 83. Jahresber. Schles. Ges. (1905), p. 40—71. — 87. **Ders.,** Ergebnisse der Durchforschung der schlesichen Gefäßpflanzenwelt im Jahre 1905. Wie vor., p. 75—95. — (88.) **Schube, Th. u. Dalla Torre, K. W. v.,** Phanerogamen. Bericht der Kommission für die Flora von Deutschland über neue Beobachtungen aus den Jahren 1899—1902. Ber. D. B. G. XX (1902), p. [103]—[177]. — (89.) **Schütte, H.,** Ein neu entstandenes Düneneiland zwischen Außenjade und Außenweser. Aus der Heimat, für die Heimat. 1903/4. Bremerhaven 1905, p. 31—42. — (90.) **Schulz, A.,** Über die Entwicklungsgeschichte der gegenwärtigen Phanerogamen-Flora und Pflanzendecke Mitteldeutschlands. Ber. D. B. G. XX (1902), p. 54—81. — (91.) **Ders.,** Studien über die phanerogame Flora und Pflanzendecke des Saale-Bezirks. I. Wanderungen der Phanerogamen im Saalebezirke seit dem Ausgange der letzten kalten Periode. Mitteil. Ver. Erdk. Halle (1902), p. 14—70, Karte. — (92.) **Ders.,** Die Verbreitung der halophilen Phanerogamen im Saalebezirk und ihre Bedeutung für die Beurteilung der Dauer des ununterbrochenen Bestehens der Mansfelder Seen. Zeitschr. f. Naturwiss. LXXIV (1902), p. 431—457. — (93.) **Ders.,** Die halophilen Phanerogamen Mitteldeutschlands. Wie vor., LXXV (1902), p. 257—293, Karte. — (94.) **Ders.,** Die Entwicklungsgeschichte der gegenwärtigen phanerogamen Flora und Pflanzendecke der schwäbischen Alb. Bot. Jahrb., XXXII (1903), p. 633—661. — (95.) **Ders.,** Die Entwicklungsgeschichte der gegenwärtigen phanerogamen Flora und Pflanzendecke der Schweiz. Beihefte Bot. Cbl., XVII (1904), p. 157—194. — (96.) **Ders.,** Über Briquets xerothermische Periode. Ber. B. D. G., XXII (1904), p. 235—247. — (97.) **Ders.,** Die Wandelungen des Klimas, der Flora, der Fauna und der Bevölkerung der Alpen und ihrer Umgebung vom Beginne der letzten Eiszeit bis zur jüngsten Steinzeit. Zeitschr. f. Naturwiss., LXXVII (1904), p. 41—70. — 98. **Ders.,** Über die Anzahl der Samen in der Hülse von *Astragalus danicus* Retz. und die Geschichte dieser Art. Wie vor., LXXVII (1905), p. 385—398. — 99. **Schulz, O. E.,** Monographie der Gattung *Cardamine*. Bot. Jahrb. XXXII (1903), p. 280—623, Taf. VII—X. — 100. **Ders.,** Über *Trigonella coerulea* (L.) Ser. und ihre Verwandten. Festschr. f. ASCHERSON, 1904, p. 168—181. — 101. **Schulz, P. F. E.,** Eine Exkursion zum loc. un. der *Arundo phragmites* var. *pseudodonax*. Verh. Brand., XLVII (1905), p. 201—203. — 102. **Schulz, Rich.,** Monographie der Gattung *Phyteuma*. Geisenheim, J. SCHNECK, 1904. 8⁰. 204 pg., 3 Karten. — 103. **Schulz, Rom.,** Kurze Mitteilung über *Linnaea borealis* und *Ajuga*-Bastarde. Verh. Brand., XLIV (1902), p. XXXIII. — 104. **Ders.,** Zur Kenntnis der Gattung *Soldanella*. Wie vor., p. 1—4. — 105. **Ders.,** Zur Flora der Provinz Brandenburg. Wie vor., p. 139—146. — 106. **Ders.,** Dendrologische Notizen aus der Provinz Brandenburg. Wie vor., XLV (1903), p. 141—145. — 107. **Ders.,** *Luzula nemorosa* × *nivea*. Wie vor., XLVII (1905), p. 195—196. — (108.) **Schulze, E.,** Index Thalianus. Verzeichnis der in ITHALS Silva Hercynica (1588) erwähnten Pflanzen. Zeitschr. f. Naturwiss., LXXVII (1905) p. 399—470. — 109. **Schulze, M.,** Nachträge zu den *Orchidaceen* Deutschlands, Deutsch-Österreichs und der Schweiz. IV. Mitteil. Thüring. B. V., XVII (1902). p. 37—75. — 110. **Ders.,** Bastarde von Rosen, Cirsien und Orchideen. Wie vor., XVIII (1903). p. 33—35. — 111. **Ders.,** Heimische *Orchideen.* Wie vor., XIX (1904), p. 101—122. — 112. **Ders.,** Zwei neue Bastarde der *Rosa rubiginosa* L. A. B. Z., XI (1905), p. 180—182, 197—198. — (113.) **Schumacher, E.,** Bericht des Ausschusses für die Erhaltung der Naturdenkmäler. Mitteil. philom. Ges. Elsaß-Lothr., XI (1903), p. 107—111. — 114. **Schur, F.,** Phytographische Mitteilungen über Pflanzenformen aus verschiedenen Florengebieten der österreichisch-ungarischen Monarchie. Verh. Brünn, XLI (1902), p. 183—260 (II). XLII (1903), p. 202—253 (III). — 115. **Schuster, J.,** Fragmente zu Kenntnis der Gattung *Lathyrus.* Mitteil. Bayer. B. G., No. 35 (1905), p. 440—446. — 116. **Ders.,** Neue *Veronica*-Bastarde. Wie vor., No. 36 (1905), p. 455—459. — 117. **Ders.,** *Nuphar centricavatum* n. sp. A. B. Z., XI (1905), p. 145—147. — 118. **Ders.,** Bemerkungen über die Verbreitung kritischer *Nuphar*-Arten. Ö. B. Z., LV (1905), 313—315, Fig. — (119.) **Schwarz, A. F.,** Phanerogamen- und Gefäßkryptogamenflora der Umgegend von Nürnberg-Erlangen und des angrenzenden Teiles des fränkischen Jura von Freistadt, Neumarkt, Hersbruck, Müggendorf, Hallfeld. IV. Abt. Abh. Nürnberg, XIV (1902), p. 729—1061. — (120.) **Ders.,** Ausflüge. Jahresber. Nürnberg f. 1901. Nürnberg 1902, p. 19—30. — 121. **Ders.,** Zuwachs zu den Sammlungen. Botanik. Wie vor., p. 46—48. — (122.) **Ders.,** Ausflüge. Wie vor., f. 1902. Nürnberg 1903. p. 13—22. — 123. **Ders.,** Zuwachs zu den Sammlungen. Botanik. Wie vor., p. 35—38. (124.) **Ders.,** Ausflüge. Wie vor., f. 1903. Nürnberg 1904, p. 16—28. — 125. **Ders.,** Zuwachs zu den Sammlungen. Botanik. Wie vor., p. 42—44. — (126.) **Ders.,** Ausflüge. Wie vor., f. 1904. Nürnberg 1905, p. 37—47. — 127. **Ders.,** Zuwachs zu den Sammlungen. Botanik. Wie vor., p. 65—67. — (128.) **Ders.,** Ausflüge. Wie vor., f. 1905. Nürnberg 1906, p. 14—22. — 129. **Ders.,** Zuwachs zu den Sammlungen. Botanik. Wie vor., p. 43. — 130. **Seckt. H.,** Pflanzenleben auf der Insel Sylt. Naturwiss. Wochenschr. I (1901), No. 7, p. 73—7 — 131. **Seemen, O. v.,** Mitteilungen über die Flora der ostfriesischen Ins Borkum. V. A. B.-Z., VIII (1902), p. 73—74. — 132. **Semler, C.,** Jahresbericht d Botanischen Vereins Nürnberg pro 1901. D.B.M., XX (1902), p. 77—79, 128—129. — 133. **Semler C.,** s. Magnin No. 30. — 134. **Ders.,** *Alectorolophus pseudolan latus,* ein durch Rückbildung entstandener monomorpher Typus aus der *Aristat* Gruppe. Mitteil. Bayer. B. G. No. 32 (1904). p. 390—392. — 135. **Ders.,** Eini Bemerkungen zur Entwicklungsgeschichte der *Aristatus*-Gruppe aus d Gattung *Alectorolophus.* Wie vor., No. 33 (1904), p. 409—413. — 136. **Ders.,** *Alectorolophus Alectorolophus* Sternbg. in den Getreidefeldern Bayerns. Ö. B. Z. LIV (1904). p. 281—285. 329—332. — (137.) **Seubert, M.,** Exkursionsflora f das Großherzogtum Baden. 6. Aufl. Bearbeitet von Dr. L. KLEIN. Stuttg E. ULMER, 1905. 8⁰. LII. 454 pg. — 138. **Simonkai, L.,** *Chaenorrhi Aschersoni* Linck. Eine die Umgebung der nördlichen Adria pflanzengeographis charakterisierende Rasse. Festschr. f. ASCHERSON 1904, p. 231—239. — 139. **Solereder, H.,** Zwei Mitteilungen zur Flora des Fichtelgebirges. Mitteil. Bay B. G. No. 26 (1903). p. 278—280. — 140. **Soukal, J.,** Die merkwürdige E von Perustein [tschechisch] Lovecký obzor 1903, p. 227. — 141. **Spiegel, Frh. v.,** Hela. 26/27. Ber. Westpreuß. B.-Z. V. (1905). p. 126*—143*. — (142). **Spilger, L.,** Flora und Vegetation des Vogelsberges. Mit einem Vorwort von Prof. Dr. HANSEN. Gießen, E. ROTH, 1903. 8⁰. 133 pg. — 143. **Spribille, F.,** Ei

---

*) Wo irrtümlich Prof. Dr. D. Schroeter steht.

Bemerkungen zu unseren Rubi. Zeitschr. Posen. VIII 3 (1902), p. 90—95, IX 1 (1902), p. 1—5. — 144. **Ders.**, Verzeichnis der bis zum Herbst 1902 in der Provinz Posen beobachteten Brombeeren. Wie vor., IX 4 (1902), p. 113—148. — 145. **Ders.**, Beitrag zur Rubus-Flora der Provinz Schlesien. Festschr. f. ASCHERSON 1904, p. 341—349. — 146. **Ders.**, Neue Standorte schlesischer Rubi. 83. Jahresber. Schles. Ges. (1905), p. 96—110. — 147. **Ders.**, Kleiner Beitrag zur Flora von Krotoschin. Zeitschr. Posen XI. 3 (1905), p. 65—66. — 148. **Stadler**, Besprechung der Gattung *Cirsium*. Mitteil. Bayer. B. G. No. 27 (1903), p. 311—312. — (149.) **Ders.**, Beobachtungen am Chiemsee. Wie vor., No. 35 (1905), p. 448—449. — (150.) **Stebler, F. G.**, Das Goms und die Gomser. Beil. z. Jahrb. Schweiz. Alpen-Club XXXVIII (1903), 112 pg., 7 Fig., Karte. — 151. **Stehlmann**, Kleinere Beobachtungen bei Dobbertin. Archiv Mecklenburg LVI (1902), p. 120. — 152. **Steiger**, Eine Auswahl interessanter Pflanzen aus dem Adulagebiet. Verh. naturforsch. Ges. Winterthur. 87. Vers. 1904. Winterthur 1905, p. 54—56. — (153.) **Strickler, J.**, Flora im Züricher Oberland. Zürich, J. FREY, 1902. 8⁰. p. 108—111. — 154. **Stülzer, F.**, Die größten, ältesten oder sonst merkwürdigen Bäume Bayerns in Wort und Bild. München, PILOTI u. LOEHLE II (1902), III (1902), IV (1905). — (155.) **Sturm, J.**, Flora von Deutschland in Abbildungen nach der Natur. 2 umgearbeitete Aufl. Stuttgart, K. G. LUTZ, 12⁰. Bd. II, III, VI u. VII (1898—1901), Bd. V. u. IX (1902), Bd. XI (1903), Bd. VIII u. XII (1904), Bd. IV u. XIII (1905). — 156. **Sudre, H.**, Batotheca europaea fondée sur les matériaux de P. J. MÜLLER. Paris et Toulouse, fasc. I (1904), No. 1—50, p. 1—16; fasc. II (1905), No. 51—100, p. 17—25. — 157. **Ders.**, Les Rubus du Guide du Botaniste dans le canton de Fribourg (Suisse) par M. M. COLLET et F. CASTELLA. Bull acad. géogr. bot. XIII (1904), p. 150—155; Mém. Soc. Fribourg. Bot. I No. 9 (1904), p. 215—222. — 158. **Ders.**, Revision des Rubus de l'Herbarium europaeum de M. BAENITZ. Bull. soc. bot. France LII (1905) p. 315—347. — 159. **Sündermann, F.**, Ein wiedererstandener Bürger der Vogesenflora, *Androsace Halleri* Gmel. A. B. Z. X (1904), p. 49—50. — 160. **Szabó, Z. v.**, Monographie der Gattung *Knautia*. Bot. Jahrb. XXXVI (1905), p. 389—442, 5 Fig., 1 Karte.

1. **Teyber, A.**, Interessante floristische Funde in Nieder-Österreich. Verh. Z.-B. G. LII (1902), p. 590—594. — 2. **Ders.**, *Gladiolus imbricatus* L. in Nieder-Österreich. Wie vor., p. 714. — 3. **Ders.**, Neues aus der Flora Nieder-Österreichs. Wie vor., LIII (1903) p. 564—566. — 4. **Ders.**, Beitrag zur Flora von Nieder-Österreich. Wie vor., LV (1905), p. 13—17. — 5. **Thellung, A.**, Beiträge zur Freiburger Flora. Mitteil. Baden. B. V. No. 184 (1903), p. 295—296. — 6. **Ders.**, *Lepidium*-Studien. Bull. Boiss. (2) IV (1904) p. 695—716. — 7. **Ders.**, Neue Arten (Ankömmlinge) und Bastarde. Mitteil. Baden B. V. No. 207 (1905), p. 51. — 8. **Ders.**, Neue Standorte. Wie vor., p. 51—52. — 9. **Ders.**, *Centaurea jacea* L × *Rhenana* Bor. in Baden gefunden. A. B. Z. XI (1905), p. 72—79. — 10. **Thielmann**, Pflanzen aus Ost- und Westpreußen. Schrift. Königsberg XLV (1904), p. 41. — 11. **Thomas, Fr.**, Adventivpflanzen im Gothaischen. Mitteil. Thüring. B. V. XVIII (1903), p. 42. — 12. **Ders.**, Die Eiben am Veronikaberg bei Martinroda. Thüring. Monatsbl. VII (1903), p. 40 bis 44. — 13. **Ders.**, *Lysimachia ciliata* in Thüringen. Wie vor., XIX (1904), p. 8. — (14.) **Thomé**, Flora von Deutschland, Österreich und der Schweiz in Wort und Bild. 2. verm. verb. Aufl. Gera, F. V. ZETSCHWITZ. 8⁰. Liefg. 1—5

(1902). Liefg. 6—18 (1903). Liefg. 19—39 (1904). Liefg. 40—57 (1905). — (15.) **Timm, R.,** Unsere Hochmoore. Verh. Hamburg (2) XII (1905), p. XLIII. — (16.) **Tischler, Fr.,** Pflanzen aus Ostpreußen. Schrift. Königsberg XLIII (1904), p. 121. — 17. **Ders.,** Demonstration bemerkenswerter Pflanzen. Wie vor., p. 123. — 18. **Ders.,** *Verbascum Chaixi* aus Königsberg. Wie vor., p. 123. 19. **Ders.,** *Cerastium glomeratum* Thuill von Sarkau. Wie vor., XLV (1902), p. 8. — 20. **Ders.,** Pfanzendemonstrationen. Wie vor., XLVI (1905), p. 82. 21. **Tissot, F.,** L'asperula des champs (*Asperula arvensis*). Rameau de sapin XXXVI (1902), p. 39. — (22.) **Tittmann, H.,** Betrachtungen über die Leipziger Flora im Anschluß an die Vegetationsformen. Vortrag. Leipzig, DÜRR 1902. 8°., 24 pg. — 23. **Tocl, K.,** Monographische Studien über die Gattung *Rubus* in Böhmen [tschechisch]. Sitzber. böhm. Ges. Wiss. 1903 No. XXIV, 31 pg. — 24. **Ders.,** Unsere Weiden [tschechisch]. Vesmir, Prag 1904, p. 51. — 25. **Toepffer, A.,** Zur Flora Mecklenburgs. Archiv Mecklenburg LVII (1903), p. 128—145. — 26. **Ders.,** *Salix herbacea*×*reticulata* in Tirol nebst einigen Bemerkungen über ihre Stammarten. Ö. B. Z. LIV (1904), p. 172—180. — 27. **Ders.,** Bayerische Weiden I. Mitteil. Bayer. B. G. No. 34 (1905), p. 419—423. — 28. **Topitz, A.,** Oberösterreichische Menthen. 32. Jahresber. Ver. Naturk. Österreich ob der Enns (1903), p. 1—40. — 29. **Torges, E.,** Zur Gattung *Calamagrostis* Adans. Mitteil. Thüring. B. V. XVII (1902), p. 76—101, 127. — 30. **Ders.,** Zur Flora von Weimar. Wie vor., p. 127. — 31. **Ders.,** Zur Flora von Weimar. Wie vor., XVIII (1903), p. 44—45. — 32. **Ders.,** Zur Gattung *Calamagostris* Adans. Wie vor., XX (1905), p. 51—62. — 33. **Tripet, F.,** Une excursion de la société botanique suisse dans le Jura neuchâteloise le 3. août 1899. Découverte du *Vicia oroboides* DC. Bull. Neuchâtel XXVIII (1900), p. 215—219. — 34. **Ders.,** Sur quelques plantes interéssantes de St. Blaise et des environs. Wie vor., p. 266—269. — (35.) **Ders.,** Lettres inedites de Leo Lesquereux. Wie vor., XXX (1902), p. 436—451. — 36. **Ders.,** Courte communication sur *Trapa natans*. Wie vor., p. 482—483. — 37. **Ders.,** Découverte de l'*Asperula arvensis* à Chambrelien. Wie vor., p. 507. Rameau de sapin XXXVI (1902), p. 39. — 38. **Ders.,** *Erysimum strictum* Fl. der Watt. rétrouvé dans les éboulis du Creux du Van. Wie vor., p. 507. — 39. **Ders.,** Notes floristiques sur le Jura suisse. Rameau de sapin XXXVIII (1904) No. 9, p. 36, No. 10, p. 40, No. 11, p. 44. Vergl. Archiv. fl. jurass. VI No. 49/50, p. 78. — 40. **Ders.,** Notes floristiques sur le Jura suisse. Wie vor., XXXIX (1905) No. 5, p. 20, No. 8, p. 32. Vergl. Archiv. fl. jurass. VI No. 58/59, p. 130. — 41. **Trost, A.,** *Microstylis monophylla* bei Seckau. Mitteil. Steierm. XLII (1905), p. CII. — 42. **Trutzer, E.,** Zweiter Nachtrag zur Flora von Zweibrücken. Mitteil. Pollichia LXI No. 20 (1904), p. 33—38. — 43. **Tubeuf, Frh. v.,** *Pinus montana* Mill. *equisetiformis* ist keine besondere Wuchsform. Naturwiss. Zeitschr. f. Land- u. Forstwirtsch. II (1904), p. 212—216, Fig.

1. **Ulbrich, E.,** Vorlage seltener Pflanzen aus der Mark. Verh. Brand. XLVI (1904), p. XXII. — (2.) **Ders.,** Bericht über die vom Verein zur Erforschung der Flora von Liebenwalde und der Duberow unternommenen Exkursionen und über den Ausflug nach Eberswalde. Wie vor., p. 215—226. — 3. **Ders.,** Über die systematische Gliederung und geographische Verbreitung der Gattung *Anemone* L. Dissert. Berlin 1905. 8°., 53 pg. Bot. Jahrb. XXXVII (1905), p. 172—256; (1906), p. 257—334, 3 Karten. — 4. **Ders.,** Über *Pinus silvestris* L. mit viele Jahre lang ausdauernde Nadeln. Wie vor., XLVII (1905), p. XXXII—XXXIV. — 5. **Ders.,** Vorlage von interessanten Pflanzen. Wie vor., p. XXXV

1. **Vaccari, L.,** Le forme della *Saxifraga retusa* Gouan a la loro distribuzione. Bull. soc. bot. ital. 1905, p. 113–114. — 2. **Ders.,** Il *Sempervivum Gaudini* e la sua distribuzione nelle Alpi. Annali di bot. III (1905), p. 21—41, tav. IX. — (3.) **Vageler, P.,** Die Moore, ihre Entstehung und wirtschaftliche Bedeutung. Umschau IX (1905), p. 561—566, 6 Fig. — (4.) **Ders.,** Die Entstehung und Vegetationsverhältnisse der Moore. Pharmazeut. Zeitg. L (1905), p. 661–663. — (5.) **Van Werveke, J.,** Zehnjähriges Stiftungsfest der philomatischen Gesellschaft am 6. und 7. Juni in Gebweiler (Frühjahrsversammlung). Mitteil. philom. Ges. Elsaß-Lothr. XI (1903), p. 31—37. — 6. **Velten, C.,** Ein Beitrag zur Flora von Speier a. Rh. und Umgebung. Mitteil. Pollichia LIX No. 15. (1902), p. 1—42, Karte. — (7.) **Ders.,** Beiträge zur Flora von Speier a. Rh. D. B. M. XX (1902), p. 13—15. — 8. **Vierhapper, Fr.,** Der Formenkreis des *Dianthus armeria*. Verh. Z.-B. G. LII (1902), p. 71—72. — 9. **Ders.,** Neue Pflanzenstandorte aus Nieder-Österreich und Salzburg. Wie vor., p. 72—73. — 10. **Ders.,** Neue Pflanzenhybriden. 1. *Danthonia breviaristata* Beck. Ö. B. Z. LIII (1903), p. 225—231, 275—280, T. VIII. — 11. **Ders.,** Übersicht über die Arten und Hybriden der Gattung *Soldanella*. Festschr. f. ASCHERSON 1904, p. 500—508. — 12. **Ders.,** Neue Pflanzenhybriden. 2. *Soldanella lungoviensis* Vierh. Ö. B. Z. LIV (1904), p. 349—350. — (13.) **Vierhapper, Fr.** und **Handel-Mazetti, H., Freih. v.,** Exkursion in die Ostalpen. Führer wissensch. Exkursionen Wien No. 3 (1905), 162 pg., Taf. XXXIII—LII. — 14. **Vill, A.,** Floristische Notizen. Mitteil. Bayer. B. G. No. 26 (1903), p. 280—281. — 15. **Vogler, P.,** Neue Ankömmlinge in der Flora des Kantons St. Gallen. St. Gallener Tageblatt 24. Dezember 1903. Extr. Bot. Cbl. XCVII, p. 270. — 16. **Ders.,** Die Eibe in der Schweiz. Jahrb. St. Gallen f. 1903. St. Gallen 1904, p. 436—491, 2 Taf. u. Karte. — (17.) **Voigt, W.** und **Wirtgen, F.,** Bericht über die Vorarbeiten zur Herausgabe eines forstbotanischen Merkbuches für die Rheinprovinz. Verh. Rheinland LXII (1905), p. 65—86. — 18. **Volkart, A.,** *Cuscuta racemosa* Mart. und *Cuscuta arvensis* Beyr. Ber. Schweiz. B. G. XI (1901), Anhang p. 38—40. — 19. **Vollmann, Fr.,** Zur Kenntnis der Formen von *Chenopodium album* L. Mitteil. Bayer. B. G. No. 22 (1902), p. 224—227. — 20. **Ders.,** Neue Fundorte seltener Arten bezw. Varietäten und Formen der heimischen Flora. Wie vor., p. 228—230. — 21. **Ders.,** Neufunde von Pflanzen. Wie vor., No. 23 (1902), p. 242–243. — 22. **Ders.,** Über *Orchis Traunsteineri* Sauter. Wie vor., No. 25 (1902), p. 264–266. — 23. **Ders.,** Der Formenkreis der *Carex muricata* und seine Verbreitung in Bayern. Denkschr. Regensburg VIII (1903), p. 55–90. — 24. **Ders.,** Besprechung der Gattung *Festuca*. Mitteil. Bayer. B. G. No. 28 (1903), p. 324–329. — 25. **Ders.,** Neue Beobachtungen über die Phanerogamen- und Gefäßkryptgomen-Flora von Bayern. Ber. Bayer. B. G. IX (1904) 63 pg., Karte. — 26. **Ders.,** Zur Systematik der Gattung *Alectorolophus*. Mitteil. Bayer. B. G. No. 33 (1904), p. 413–417. — 27. **Ders.,** Die Hieracienflora der Umgebung von Regensburg. Denkschr. Regensburg IX (1905), p. 61–100. — 28. **Ders.,** Neufunde von Pflanzen. Mitteil. Bayer. B. G. No. 34 (1905), p. 449. — 29. **Ders.,** Vorläufige Mitteilungen über das Studium der Gattung *Euphrasia* in Bayern. Wie vor., No. 36 (1905), p. 461—466. — (30.) **Ders.,** Zwei Hoch-[illegible]re der Salzburger Alpen. Wie vor., No. 37 (1905), p. 477—481. — 31. **Ders.,** Über *Euphrasia picta* Wimmer. Ö. B. Z. LV (1905), p. 456—460. — 32. **Vorwerk, K.,** Die seltener vorkommenden Phanerogamen aus der Umgebung von [illegible] Boyen im Kreise Schmiegel. Zeitschr. Posen XI (1904), p. 35—39. — (33.) **Wagner,** Der Urwald auf den Exc. Karl Graf Bugnöy'schen Domäne

Gratzen in Böhmen. Österr. Forst- u. Jagdzeitg. XXI (1903), p. 303. — (2.) **Wagner, H.,** Illustrierte deutsche Flora. 3. Aufl. bearbeitet von A. GARCKE. Stuttgart, SPRÖSSER u. NAEGELE 1903—1904. 8°. 811 pg., 1500 Fig. — (3.) **Wahnschaffe, F.,** Das Gifthorner Hochmoor bei Triangel. Naturwiss. Wochenschr. III (1904) No. 50, p. 785—792, 9 Fig. — (4.) **Warming, E.,** Der Wind als pflanzengeographischer Faktor. Anmerkungen zu Prof. Ad. HANSENS: Die Vegetation der ostfriesischen Inseln. Bot. Jahrb. XXXI (1902), p. 556—586. — (5.) **Ders.,** Die Windfrage. Fortgesetzte Anmerkungen zu Prof. AD. HANSENS Publikationen über den Wind. Wie vor., XXXII, Beiblatt No. 71 (1903), p. 25—36. — (6.) **Waßner, L.,** Flora von Nieder-Bayern mit Ausschluß des Juragebietes. Passau, M. WALDBAUER 1905. 8°. XLVIII, 168 pg., Fig. — (7.) **Weber, C. A.,** Über die Vegetation und Entstehung des Hochmoores von Augustumal im Memeldelta mit vergleichenden Ausblicken auf andere Hochmoore der Erde. Berlin, P. PAREY 1902. 8°. 252 pg., Fig., 3 Taf. — 8. **Weber, E.,** Von einer fast Verschollenen (*Taxus baccata*). Mitteil. Reichenberg XXXVI (1905), p. 13—15. — (9.) **Weeber, G.,** Flora von Friedeck und Umgebung. 8. Jahresber. öffentl. Kommunal-Gymnas. Friedeck i. M. 1901. 8°. p. 3—53 (I.) (1903). 8°. p. 3—26 (II.) — (10.) **Wehrhahn, W.,** Naturdenkmäler. Aus der Heimat, für die Heimat. 1900. Bremerhaven 1901, p. 3—8. — (11.) **Ders.,** Die Naturdenkwürdigkeiten im Regierungsbezirk Lüneburg. Eine Vorarbeit zu dem forstbotanischen Merkbuche für die Provinz Hannover. Jahreshefte Lüneburg XVI (1902—1904), Lüneburg 1904, p. 45—66. — 12. **Wein, K.,** Beiträge zur Flora von Wippra. I. *Geranium phaeum* L. im Unterharz bei Wippra. Mitteil. Thüring. B. V. XX (1905), p. 68—74. — 13. **Weinhart, M.,** Nachträge zur Flora von Augsburg. 35. Ber. Schwaben u. Neuburg (1902), p. 155—156. — (14.) **Weiße, A.,** Tagesordnung der Sitzungen im abgelaufenen Geschäftsjahr 1901/1902. Verh. Brand. XLIV (1902), p. XLI bis XLVIII. — (15.) **Ders.,** Tagesordnung der Sitzungen etc. 1902/1903. Wie vor., XLV (1903), p. XXXVI—XLVII. — (16.) **Ders.,** Tagesordnung der Sitzungen etc. 1903/1904. Wie vor., XLVI (1904), p. XXVI—XXXIX. — (17.) **Ders.,** Bericht über die 82. (47. Frühjahrs-) Hauptversammlung in Lanke am 18. Juni 1905. Wie vor., XLVII (1905), p. I—VIII. — 18. **Ders.,** Über *Claytonia perfoliata* Donn. bei Düppel. Wie vor., p. II. — (19.) **Ders.,** Tagesordnung der Sitzungen etc. 1904/1905. Wie vor., p. XXXV—XLVIII — 20. **Wenzel, P.,** Die Sumpfkiefer des Erzgebirges. Lehrmittelsammler Trautenau 1900, p. 98—99. — 21. **Werber, K.,** Das Vorkommen von *Matricaria discoidea* DC. bei Troppau. Mitteil. Troppau (1901), p. 268. — (22.) **Werner, E.,** Streifzüge in der elsässischen Rheinebene und auf den elsässischen Kalkhügeln. Mitteil. Baden B. V. No. 181 (1902), p. 265—268; No. 182/183 (1902), p. 273—283. — 23. **Wiesbaur, J.,** Zur Veilchenflora der Nikolsburg-Polauer Berge. Ö. B. Z. LIV (1904), p. 256—258. — 24. **Wiesner, J.,** *Lysimachia Zawadskii* als Beispiel einer durch Mutation entstandenen Pflanzenform. Ö. B. Z. LIV (1904), p. 161—164, Fig. — 25. **Wilczek, E.,** Notes sur les *Hieracium* des Alpes Suisses et limitrophes. Bull. Murith. XXXI (1902), p. 99—115. — 26. **Ders.,** Note sur une forme rare ou peu observée du *Convallaria majalis* L. Bull. Boiss. (2) III. (1903), p. 650—651. — 27. **Ders.,** Liste des *Hieracium* récoltés dans la vallée d'Aosta. Bull. soc. bot. ital. (1904), p. 183—192. — 28 **Wildt, A.,** Über Pflanzen aus der Gegend von Gaya und Zöptau. Verh. Brünn XL (1901), Sitzber., p. 39—41. — 29. **Ders.,** Über *Ornithogalum nutans* und *O. Boucheanum*. Wie vor., Sitzber., p. 46. — 30. **Ders.,** Beiträge zur Flora

Mährens und der Nachbargebiete. Wie vor., Sitzber., p. 56. — 31. **Ders.,** Über einige mährische Pflanzen. Wie vor., XLI (1902), Sitzber., p. 34. — 32. **Ders.,** Über einige kritische Pflanzen. Wie vor., Sitzber., p. 39. — 33. **Ders.,** Beitrag zur Flora von Mähren. Wie vor., Abh., p. 178—179. — 34. **Ders.,** Einige Bemerkungen über die Euphrasien Mährens. Ö. B. Z. LII (1902), p. 194—195. — 35. **Ders.,** *Viola atrichocarpa* Borb. bei Brünn. Verh. Brünn XLII (1903), Sitzber., p. 34. — 36. **Ders.,** Beiträge zur mährischen Flora. Wie vor., Sitzber., p. 40—42. — 37. **Ders.,** Floristische Notizen. Wie vor., XLIII (1904), Sitzber., p. 40—43. — 38. **Ders.,** Über *Rumex*-Bastarde in Mähren. Ö. B. Z. LIV (1904), p. 379—382. — 39. **Ders.,** Floristische Mitteilungen. Verh. Brünn XLIV (1905) Abh., p. 257—260. — 40. **Wilke, K.,** Die geographische Verbreitung des Weinstocks. Progr. Oberrealsch. Weißenfels 1903. 4⁰. 11 pg. — 41. **Williams, F. N.,** Note synoptique sur le genre *Moenchia*. Bull. Boiss. (2) II (1902), p. 602—613. — (42.) **Wimmer, J.,** Geschichte des deutschen Bodens mit seinem Pflanzen- und Tierleben von der keltisch-römischen Urzeit bis zur Gegenwart. Historisch-geographische Darstellungen. Halle a. S., Waisenhaus 1905. 8⁰. VIII, 475 pg. — 43. **Winkelmann, J.,** Demonstration einiger Pflanzen aus der pommerischen Flora. Verh. Brand. XLVI (1904), p. XXIV—XXV. — 44. **Winkler, H.,** *Betulaceae.* Pflanzenreich, Heft 19, Leipzig, W. ENGELMANN, 1904. 8⁰. 149 pg., 28 Fig., 2 Kart. — (45.) **Wirtgen, F.,** Das Seltenwerden und Verschwinden einzelner Pflanzenarten der rheinischen Flora. Verh. Rheinlande, LXII (1905), p. 87—93. — 46. **Witasek, J.,** Ein Beitrag zur Kenntnis der Gattung *Campanula.* Abh. Z.-B. G., I. 3 (1902), 106 pg., 3 Kart. — 47. **Ders.,** Einige Bemerkungen über *Campanula rotundifolia* L. und mehrere nächst verwandte Arten. Meddel. Soc. fauna et flora fenn. XXIX (1902 3), Helsingfors 1904, p. 203—210, 254. — 48. **Ders.,** Über die Herkunft von *Pirus nivalis* Jacq. Verh. Z.-B. G. LIV (1904), p. 621—630. — 49. **Wobst, K.,** Vorlage von Pflanzen aus Sachsen. Sitzber. Isis Dresden 1903. Sitzber. p. 4. — 50. **Wölfle,** Waldbestand auf der Endmoräne des Rheintalgletschers. Jahreshefte Württemberg. LIX (1903), p. XC. — 51. **Wolf, F. O.,** Notes floristiques sur quelques plantes du Valais. Revue bot. syst. etc. II (1904), p. 17—21, 33—38. — 52. **Wolf, Th.,** *Potentilla Gaudini* Gremli im westlichen Sachsen und östlichen Böhmen. A. B. Z. VIII (1902), p. 45—48. — 53. **Ders.,** Potentillen-Studien, II. Die Potentillen Tirols nach den Ergebnissen einer Revision der Potentillensammlung im Herbar des Ferdinandeums inklusive des Zimmeterschen Herbars in Innsbruck. Dresden. 1903. 8⁰. 72 pg. — 54. **Ders.,** Potentillen aus Sachsen. Sitzber. Isis Dresden (1903). Sitzber., p. 4. — 55. **Wolfert, A.,** Bericht über die botanischen Exkursionen in Südistrien und auf Lussin von Mitte März bis Mitte Juni 1902. Verh. Z.-B. G., LIII (1903), p. 131—140. — (56.) **Wünsche, O.,** Die Pflanzen Deutschlands. Eine Anleitung zu ihrer Kenntnis. Die höheren Pflanzen. 8. Aufl. Leipzig, B. G. TEUBNER, 1901. 8⁰. XXIV, 603 pg. — (57.) **Ders.,** Die Pflanzen des Königreichs Sachsen und der angrenzenden Gegenden. Eine Anleitung zu ihrer Kenntnis. 9. Aufl. Leipzig, B. G. TEUBNER, 1904. 8⁰. XXIV, 442 pg. — (58.) **Wurm, Fr.,** Botanische Beiträge aus der Umgebung von Rakonitz. Progr. Realsch. Rakonitz, 1901, p. 22—32 (I), 1903, p. 3—34 (II). —

(1.) **Zahn, G.,** Zwei kleine Herbarien aus der Zeit Herzog Ernsts des Frommen (1601—1675) in der Handschriftensammlung der Herzoglichen Bibliothek zu Gotha. Mitteil. Thüring. B. V. XVII (1902), p. 22—32. — 2. **Zang, R.,** *Fragaria Hauchecornei.* Naturwiss. Wochenschr., II (1902), No. 13, pg. 154. —

(3.) **Zederbauer, E.,** Exkursion in die niederösterreichischen Alpen und in da Donautal. Führer wissensch. Exkursionen. Wien, No. 4 (1905), 15 pg., Taf. — 4. **Zeerleder.** Eine Schlangenfichte. Schweiz. Zeitschr. f. Forstwesen, LIII (1902), p. 47. Fig. — (5.) **Zeiske, N.,** Die Hochgebirgsvarietäten der Sudetenflora. Abh. Kassel, XLVII (1902), p. 131—146. — (6.) **Ders.,** Die Pflanzenformationen der Hochsudeten. Beihefte B. Cbl., XI (1902), p. 418—435. — 7. **Ders.,** Die Eiben in Hessen. Abh. Kassel, XLVIII (1903), p. 1-18. — (8.) **Zobel, A.,** Verzeichnis der im Herzogtum Anhalt und in dessen näheren Umgebung beobachteten Phanerogamen und Gefäßkryptogamen. I. Teil. Dessau, H. S. ARLT, 1905. 8⁰. XXX, 106 pg.

Clematis recta L. **B** (P. 53), Isargebiet (G 20), Grettstadt (H 21); **St** Trifail (K 46). *C. Vitalba* L. **Mr** Speier (V 6); **N** Lobau (A 79). var. *odontophyllata* Bornm. **T** Innsbruck (M 79). *C. alpina* L. var. **pallida** Außerd. **T** Virgental (H. 131). † *C. orientalis* L. **Schw** Zürich (N 11). *Thalictrum* **B** (N 1). *Th. aquilegifolium* L. **Op** Tilsit (F 92), Johannisburg (K 3,4); **Wp** Kassubische Schweiz (A 93), Deutsch-Krone (L 41); **St** Sachsenfeld (F 68), f. **alpestre** Rikl. **Schw** Verzascatal, 2100 m (C. 27, R 34). *Th. alpinum* L. **Schw** Ofengebiet, Scarltal (S 67). *Th. foetidum* L. **M** Klentnitz (W 39); **St** Peggau (F 55, 66), Peggauerwand (H 56); **Schw** Val Ferrera, Via Mala 820 m (B 129), Wallis (P 6). *Th. minus* L. **Wp** Löbau (P 76); **Ns** Norderney (S 12); **Bd** Brennet (L 32); **Schw** Arpitte (B 20). var. *virens* Wall. **M** Watzenowitz, Keltschan (W 28). var. *roridum* Wallr. **K** Möderndorf (P 85). var. *majus* Jacq. **L** Parenzo (C 2); **Schw** Cama in Misox (B 129, R 34). *Th. silvaticum* Ko **Op** Johannisburg (K. 3). *Th. saxatile* Schleich. (*Th. calcareum* Jord. *Th. Grenieri* Lor.) **St** Schladming (H 54); **Schw** Wallis (P 6), Ormonts (C 36). *Th. flexuosum* Bernh. (*Th. collinum* Wallr.) **Wp** Stargard (K 38); **M** Keltschan, Wlkosch (W 28); **Schw** Tessin (C 19). *Th. elatum* Jacq. **L** Parenzo (C 2). *Th. simplex* L. **Op** Johannisburg (K 3); **Ps** Alt-Boyen (V 32). *Th. lucidum* L. (*Th. angustifolium* Jacq.) **St** Sachsenfeld (F 68). *Th. angustissimum* Crantz (*Th. Bauhini* Crantz) **M** Watzenowitz (W 28); **Schw** Genf: Founex (B 9), Wallis (P 6). *Th. flavum* L. **Ns** Osnabrück (M 68); **Hc** Thüringen (R 51); **B** Aischtal (S. 123), Isargebiet (G 20), Sulzheim (H 21); **L** Parenzo (C 2). *Hepatica nobilis* Schreb. (*Anemone Hepatica* L.) **Bd** (L 33); **B** (P 53), Sulzheimer Wald, Friedrichsberg (H 21); **N** Olbersdorf (D 21); **St** St. Peter — Freienstein (F 68); **L** Parenzo (C 2). *Anemone* (U 3). *A. narcissiflora* L. **Bd** (E 15); **Wb** (E 15); **St** Tra (F 68), Hochschwab (F 61), Drahtekogel (K 55); **Kr** (P 12). f. **oligantha**

Huter. **K Kr** (H 131). *A. baldensis* L. **K** Plöckenstein (K 69), **T** Ahrntal (D 21); **Schw** Val d' Hérens, Griespaß Süds. (S 71), Bavona (C 24), Tessin (C 31), Wallis (P 6). *A. silvestris* L. **Op** Johannisburg (K 4); **Mr** Speier (V 6); **B** (P 53) Freißenfeld (E 27); **Bö** Reichenberg (M 48); **N** Vöslau-Merkenstein (D 21); *A. nemorosa* L. **Ns** Osnabrück (M 68); **Mr** Speier (V 6); **E** (J 47); **S** Salzburg (D 21); f. **bracteata** Junge **Sw** Stormarn: Poppenbüttel (J 47); f. **subintegra** J. Schmidt **Sw** Trittau (P 35); monstr. **ramosa** P. Junge **Sw** Lübeck (J 48); var. *coerulea* DC. **Sw** Hamburg (P 32). *A. ranunculoides* L. **Wp** Deutsch-Krone (L 41); **Ns** Osnabrück (M 68); **B** Isargebiet (G 20) Groß-Hesselohe, Angerlohe (V 21); **S** Salzburg (D 21); **Kr** (P 12); **T** Parenzo (C 2); **Schw** Neuenburg: Champ-Coco (T 39, R 34), Berner Oberland (F 25). *A. nemorosa* × *ranunculoides* (*A. intermedia* Winkler) **Br** Oranienbaum (H 102); **T** Innsbruck (H 18, 19); **Schw** (G 46). f. *vindobonensis* G. Beck **p** Klein-Berschkurren (A 38). *A. trifolia* × *nemorosa* (*A. Pittonii* Glow, *A. hybrida* Keil) **N** Seitenstetten (H 11); **K** Tarvis (D 21); **T** Lienz (H 131). *A. alpina* L. (*Pulsatilla alpina* Delarbre) **St** Drahtekogel (K 55); **Schw** Chasseron (M 8, S 67), Derrièze — Trémont (J 39, R 34). *A. alba* Rchb. **St** Frauenalpe bei Murau (D 21). *A. sulfurea* L. **T** Luttach (D 21); **Schw** Davos, Saasfee, Zermatt (S 67). *Anemone* § *Campanaria* (H 55). *Pulsatilla vernalis* (L.) Mill. (*Anemone vernalis* L.); **Wp** Deutsch-Krone (L 41), Löbau (L 23, P 76); **B** Bayerischer Wald (P 27); var. **purpurascens** Tavel **Schw** Davos—Strela Alpe 19—2000 m (S 67). *P. vulgaris* Mill. (*Anemone Pulsatilla* L.) **Wp** Deutsch-Krone (L 41); **Ns** Osnabrück (M 68); **Wb** Ulm (H 32); **B** Greding (S 125), Isargebiet (G 20). *P. styriaca* Pritzel (*Anemone Halleri* auct. stir.) **St** Peggau (D 21, F 55, 66, H 56), Pfaffenkogel, St. Peter—Freienstein (F 61), Graz (D 21). *P. grandis* Wender (*Anemone grandis* Kern.) **N** Mödling (D 21). *P. montana* (Hoppe) (K 45) **St** (K 45); **L** (K 45); **T** Roveredo (D 21). *P. pratensis* (L.) Mill. (*Anemone pratensis* L.) **Op** Cruttinnen (B 94), Heydekrug (F 89), Johannisburg (F 91), Tilsit (F 92), Neidenburg (H 103), **Wp** Deutsch-Krone (L 41), Rosenberg (P 74); Löbau (L 23); **Sw** Hamburger Gebiet (P 35); **Ns** † (B 147); **Br** Frankfurt (B 121); f. **pallida** J. Schmidt **Sw** Boberg, Travemünde (P 34), Mölln (P 35); f. **atropurpurea** J. Schmidt **Sw** Travemünde (P 34); f. **bracteata** J. Schmidt **Sw** Mölln (P 35); var. **pallidiflora** Ruthe **P** Swinemünde (D 21); f. **rosea** J. Schmidt **Sw** Hamburg (P. 33); f. **glabra** J. Schmidt **Sw** Travemünde (P 35); var. *schizocalyx* Boghd. **Sw** Mölln (P 35). *P. nigricans* Störck **M** Mödling (D 21). *P. patens* L. Mill. (*Anemone patens* L.) **Op** Alletal (A 23), Jakunowker Heide (A 4), Cruttinnen (B 94), Neidenburg (H 103), Johannisburg (K 4), **Wp** Löbau (L 23, P 76). *P. vernalis* Mill. × *montana* Rchb. (*P. Bolzanensis* Murr) **T** Ritten b. Bozen (M 82). *P. patens* × *pratensis* (P. *Hackelii* Pohl) **Op** Johannisburg (K 4), **Wp** Löbau (L 23, P 81). † *Adonis autumnalis* L. **Wp** Putzig (P 77). *A. aestivalis* L. **Wp** Weichselgelände (S 50, 53): **Sw** Wandsbek † (P 35): **N** Gumpoldskirchen (D 21); var. *citrinus* Hoffm. **B** Friesen (P 53). *A. flammea* Jacq. **N** Anninger (A 74). *A. vernalis* L. **Hc** Halle (F 28); **B** (P 53): **N** Gumpoldskirchen (D 21): **Schw** Wallis (P 6). *Myosurus minimus* L. **Ns** Osnabrück (M 68); **B** (P 53): **Bö** Prag (D 21). *Ceratocephalus orthoceras* DC. **M** Schimitz (W 33). *Callianthemum rutaefolium* (L.) C. A. Meyer **N St** Pernitz (D 21): **Schw** Astras Dadaint im Scarltal (S 67). *C. coriandrifolium* Rchb. **N St** Rinsennock b. Turrach (D 21). *Batrachium aquatile* Dum. (*Ranunculus aquatilis* L.) **Mr** Speier (V 6). *B. trichophyllus* (Chaix) **Schw** Sarine (B 20); var. *confervoides* Fries **Schw** Avers (S 65). *B. paucistamineum* (Tausch) (*Ran. paucistamineus* Tausch) **St** St. Peter-Freienstein (F 68); var. *heterophyllum* (Freyn) **St** Öblarn — Stein a. d. Enns (H 56). *B. carinatum* Schur (*Ran. carinatus* Freyn) **N** Wien (D 21). *B. hololeucum* (Lloyd) Garcke **Ns** Hannover (B 123). *B. Baudotii* v. d. Bossche **Me** Dassower See (aber nicht Fürstenberg an der Havel, wo *R. fluitans*). *B. divaricatum* Wimm. (*Ran. divaricatus* Schrank) R. *circinatus* Gibth. **Op** Heydekrug (F 89): **Mr** Speier (V 6); **N** Alte Donau (D 21). *B. fluitans* (L.) Wimmer (*Ran. fluitans* (L.) **Op** Heydekrug (F 89); **Sw** Hamburg (P 32): **Ps** Alt-Boyen (V 32); **B** Augsburg (W 13); var. *Lamarckii* Wirtgen **Sw** Büchen (P 35). *B. pseudofluitans* Newbould **Op** Frisches Haff (P 22): **M** Znaim (D 21). *Oxygraphis glacialis* (L.) (*Ranunculus glacialis* L.) **T** Judikarien (D 21). *Ranunculus Seguieri* Vill. **T** Giudicarien (F 20). *R. alpestris* L. **S** Mondsee (V 9). *R. Traunfellneri* Hoppe **T** o (H 131). *R. crenatus* W. et K. **St** Rottenmanner-Tauern (D 21). *R. aconitifolius* L. **Hc** Schmalwassergrund (O 7), **Bö** Johannisbad (B 8). *R. platanifolius* L. **St** Tragöß, Judenburg (F 68), Drahtekogel (K 55); **Kr** (P 12); var. **dissectus** Murr **T** Stubaital (M 101). *R. parnassifolius* L. **T** Ampezzo (H 131), **Schw** Berner Oberland (F 25). *R. pyrenaeus* L. var. *plantagineus* (All.) **Schw** Wallis (P 6). *R. Flammula* L. **St** Rein (F 12); **Kr** (P 12): var. *gracilis* G. Meyer **Sw** Röm (J 1). *R. reptans* L. **B** Lindau (S 121). **Schw** Locarno: Langensee (C 24, R 34), Berner Oberland (F 25). *R. ophioglossifolius* Vill. **L** Parenzo (C 2). *R. Lingua* L. **Op** Neidenberg (H 103), Johannisburg (K 3, 4): **Wp** Deutsch-Krone (L 41); **Ps** Alt-Boyen (V 32); **Hc** Halle (F 28): **Wb** Friedrichshafen

(E 12); **B** Isargebiet (G 20); **M** Strutzer Teich (W 36); **St** Judenburg: Neumarkt (F 61), Rein (F 78); **Kr** (P 12); **L** Parenzo (C 2); **Schw** Bois du Doubs: Biaufond (T 39). *R. Thora* L. **T** Pustertal o (H. 131). *R. scutatus* W. et K. **Kr** (P 12). *R. hybridus* Biria **N** Raxalpe (A 84); **St** Steineralpen: Okrešelhütte (H 56). *R. illyricus* L. **Ms** Anhalt (H 101); **N** Braunsberg (A 74). *R. auricomus* L. **B** Isargebiet (G 20); **Kr** (P 12). *R. montanus* L. **Bd Wb** (E 15); **St** Drahtekogel (K 55); **K** Raibl: Raccolana-Paß (S 2); **Schw** Rothen (N 7); var. **pubescens** Huter u. var. **glabrascens** Huter **T** verbr. (H 131); var. **baldensis** Huter **T** Monte Baldo (H 131). *R. cassubicus* L. **Op** Heydekrug (F 90), Pillkallen (F 93), Ragnit-Tilsit (S 22); **M** Rziczkatal (W 36); **N** Ulmerfeld (H 17). *R. carinthiacus* Hoppe **K** Plöckenpaß (K 69), Raibl: Fischbachalpe, Kühweger Alpe (S 2). *R. Hornschuchii* Hoppe (*R. Villarsii* DC.) **N** Raxalpe (A 84); **T** ? (H 131). *R. acer* L. **Wp** Putzig (P 77); **N** Wien (D 21); **Kr** (P 12). *R.* sspec. *Boraeanus* Jord. var. *stipatus* Jord. **Schw** Oberengadin: Lunghinopaß 2400 m (S 67). † *R. Steveni* Andrz. **Wp** Danzig (K 5), Putzig (P 77). *R. lanuginosus* L. **Schw** Wallis (P 6). *R. polyanthemus* L. **Op** Tilsit (F 92), Johannisburg (K 4); **Ns** o (B 147). *R. nemorosus* DC. (*R. aureus* Schleich.) **Mr** Zweibrücken (T 42); **Bd** Galgenbuck b. Kenzingen (H 128); **K** Raibl: obere Fischbachalpe (S 2); **Kr** (P 12); **T** Brenner (H 131). *R. gracilis* Schleich. **T** Dolomiten (H 131). *R. geraniifolius* Pourr. (*R. gracilis* Reuter) **Schw** Genf (H 131). *R. repens* L. **N** Alte Donau (D 21); **Kr** (P 12); var. *myrrhiphyllus* Wallr. **T** Bozen: Moritzing (M 101). *R. bulbosus* L. **N** Wien (D 21); **Kr** (P 12). *R. bulbosus* f. *glabra* **Op** Straddicktal (A 13). var. *Huthii* A. et G. (*R. glaberrimus* Huth) **P** Gollnow, Stettin (H 124); var. **pallidus** Reinecke **Hc** Erfurt (R 13); **E** (J 45); lusus **pallidiflorus** Holzfuß **P** Hornskrug (H 124). *R. neapolitanus* Tenore **L** Pola (D 21, F 20). † *R. sardous* Crantz (*R. philonotis* Ehrh.) **Op** Königsberg (B 92); **Wp** Danzig (K 5); **Sw** Wandsbeck (P 35); **Bd** Beuthe (H 128); **Bö** Krumau (P 9); **K** Raibl (S 2); **Kr** (P 12); **Schw** Zürich (N 11). † *R. sceleratus* L. **M** Wlkosch (W 28); **Kr** (P 12); **Schw** Luzern (A 76), Großsee (N 9), Wallis (P 6), Neuburger See (T 39), Solothurn (L 50). † *R. arvensis* L. **Wp** (P 77), Danzig (K 5), Weichselgelände (S 53), Danziger Niederung (P 75); **Sw** Wandsbeck (P 35), Hamburg (P 33); **B** Isargebiet (G 20); **St** Gratwein (F 64), Cilli (H 56); **K** Ottmanach: Magdalensberg (B 56); **Kr** (P 12); **Schw** Neuenburg (T 39); var. *tuberculata* Koch **N** Seitenstetten (H 11); **T** Innsbruck (M 80). *R. parviflorus* L. **L** Pola (D 21). *R. Chius* DC. **L** Pola (D 21). *R. acer* × *bulbosus* **B** Bayerischer Wald (P 27); *R.* **aureus** × **Breyninus**

(R. **Murrii** Huter) **T** Brenner (H 131). *R. bulbosus* × *repens* **B** Bayerischer Wald (P 27). *R. parvulus* × *repens* **Sl** Breslau (S 77). *Ficaria verna* Huds. (*Ranunculus Ficaria* L.) **Mr** Speier (V 6); **Kr** (P 12); **Schw** Wallis (P 6). *Caltha palustris* L. **M** Bilowitz, Strutz (W 37). *C. cornuta* Sch., N. et K. **M** Brünn, Kiritein (W 37); **N** Seitenstetten (H 11). *C. alpestris* Sch., N. et K. **N** Seitenstetten (H 11); **K** Gailtal (P 85). *C. laeta* Sch., N. et K. **M** Zöptau (W 37); **N** Seitenstetten (H 11).

Trollius europaeus L. **Wp** Deutsch-Krone (L 41), Löbau (P 76), Stargard (K 38); **Ps** Alt-Boyen (V 32); **E** Rheinebene (J 45); **Bd** Illmensee, Todtmoos (H 128), Andelsbachtal (L 33); **Wb** Ulm (H 32, 34); **B** Bayerischer Wald (P 27); **Bö** Krumau (P 9); **M** Podhzadni Lhota, Rainochowitz (G 36); **N** Gutenstein (D 21). † *Eranthis hiemalis* (L.) Salisb. **Br** Freienwalde, Wriezen (A 115). *Helleborus niger* L. **M** Ruditz (W 33); **St** Steineralpen: Okřeselhütte (H 56); **K** Kanaltal (D 21). *H. macranthus* (Freyn) Gürke **St** St. Veit ob Waldegg (F 68), Steinbruck (H 56). *H. viridis* L. **Os** Weesenstein (S 59); **B** Isargebiet (G 20), Artelshofen (S 123); **Schw** Rollmattertal, Klöntal: Käsern-Rossmatt (S 71). *H. odorus* W. et K. **St** Römerbad (H 56); **T** Monte Tombea-Magasa (H 19). *H. dumetorum* W. et K. **St** Radkersburg (F 47), Plabutsch (F 53), Wildoner-Buchkogel (F 62), Ölberg b. Graz (H. 56). *H. atrorubens* W. et K. **St** Videm b. Gurkfeld (H. 56). *H. foetidus* L. **Wb** Ulm (H 32, 34); **B** (P 53); **Schw** Conthey (B 67), Ormonts (C 36). *Isopyrum thalictroides* L. **N** Olberndorf (D 21); **St** Puntigam b. Graz (H 56); **L** Parenzo (C 2). *Nigella arvensis* L. **Me** Schwerin (T 25); **B** (P 53); **Schw** Tessin (C 31). † *N. damascena* L. **Schw** Zür (N 11). *Aquilegia* **Br** (A 108). *A. vulgaris* L. **Op** Johannisb (K 4); **Wp** Deutsch-Krone (L 41); **Mr** Speier (V 6); **Bd** Murg Säckingen (L 32); **B** (P 53), Artelshofen (S 123), Isargebiet (G 2 **St** Geisberg b. Graz fl. ros. (F 66), Lichtensteinberg (F 6 var. *atrata* Koch **Schw** Pfeifenrütifleck 780 m fl. alb. (S 67). *A. Haenkeana* Koch **K** Bodentalwiesen b. Bodner (S 2). *A. nigr cans* Baumg. **St** Steineralpen im Logartal (H 56). *A. alpina* **Schw** Val Ferret (C 32), Wallis (P 6), Berner Oberland (F 2 *A. Einseleana* F. Schultz **K** Plöckenpaß (K 69). *Delphinium* (B 110). *D. Consolida* L. **Mr** Zweibrücken (T 42); **B** Isarg (G 20); **Kr** (P 12); **Schw** Wallis (P 6). var. *adenopodum* Bor (1881) **L** Pola (B 110). var. **subviscidum** Borbás **L** B nuova — Beska valle insulae Veglia (B 110). var. *parhycen* Borbás (1881) **St** Graz (B 110). *D. paniculatum* Host **L** Pola (B. 11 **T** Innsbruck † (M 79). *D. alpinum* W. et K. (1808) (*D. carpatic*

Kit.) **Sl** Glatzer Schneeberg (B 110). *D. elatum* L. **Schw** Arpille, Elivaz (B 20), Tessin (C 30), Berner Oberland (F 25), Freiburg (J 30). *D. tiroliense* Kern. **T** Hall (D 21). *D. fissum* W. et K. **Kr** (P 12). † *D. Ajacis* L. **St** Teigitschgraben bei Gaisfeld (F 66). † *D. orientale* Gay **Sw** Hamburg (P 32); **Hc** Weimar (H 100); **T** Innsbruck (M 80); **Schw** Zürich (N 11). *Aconitum Napellus* L. **Sw** Saselberg (P 34); **Bd** Mettmatal, Murgtal (L 32), St. Blasien, Murg (L 33); **Schw** Kreutzeggspitze, Geißboden b. Zug (S 27). *A. tauricum* Koelle **St** Arkogel b. Murau (H 56). *A. formosum* Rchb. **St** Schladming (H 54). *A. Stoerkianum* Rchb. **B** Bayerischer Wald (P 27). *A. rostratum* Bernh. **St** Wegscheid b. Mariazell (H 56). *A. variegatum* L. **Op** Straddicktal (A 13); **Wp** Stargard (P 69), Löbau (P 76); **Hc** Themar (E 3); **Schw** Freiburg (J 30). *A. paniculatum* Lam. **B** Nürnberg (S 123); **Schw** Ormonts (C 36), Wallis (P 6). *A. Lycoctonum* L. **Ns** Osnabrück (M 68); **Bd** St. Blasien, Herthen (L 33); **B** Isargebiet (G 20); **Schw** Wallis (P 6). *Actaea spicata* L. **Wp** Kassubische Schweiz (A 93), Deutsch-Krone (L 41); **K** Raibl: Raccolanatal, Seebach (S 2); **Schw** Wallis (P 6). *Cimicifuga foetida* L. **Wp** Stargard (P 69), Löbau (P 76, 81); **Bö** Böhmisch-mährische Grenze (D 36).

Berberis vulgaris L. **Ps** Alt-Boyen (V 32); **St** Peggau (F 82); **Kr** (P 12); var. **alpestris** Rikli **Schw** Eifischtal, Visperterminen ob Briez, Salvan, Grübsch im Prättigau, Puschlav (R 28, S 71). † *B. Aquifolium* Pursh († *Mahonia Aquifolium* Nutt.) **St** Maria Grün (F 68). *Epimedium alpinum* L. **St** Trifail (K 46), Steinbrück (H 56); **T** Trient var. (M 79).

Nymphaea alba L. **Op** Heydekrug (F 89, 90); **Mr** Speier (V 6); **B** Leinburg, Lein (S 123), Isargebiet (G 20); **Bö** Reichenberg (M 48); **N** Lobau (A 79); **St** Gratwein (F 64); **Kr** (P 12); **L** Parenzo (C 2). *N. semiaparta* Klinggr. **B** Rednitz b. Volkersdorf (S 121). *N. biradiata* Somm.? **K** Preßegger See (P 85). *Nuphar* (S 118). *N. luteum* (L.) Sm. **Mr** Speier (V 6); **S** Eglsee (V 9); **K** Neuhaus — Fürnitz (B 56); **Kr** (P 12); f. **parviflorum** P. Junge **Sw*** mehrfach (J 48). *N. pumilum* Sm. **Ns** Isenhagen im Ilmengebiet (P 38); **Bö** Krumau (P 9). *N.* **centricavatum** Schuster **B** Weßlingersee bei München (S 117). *N. luteum* × *pumilum* (*N. intermedium* Ledeb.) **T** Salurn (W 37).

Papaver alpinum L. (H 53), *P. alpinum* L. (*P. Buseri* Crantz) **B** Berchtesgaden (R 46); **N O St** (H 53, 54, 56); **Schw** Berner Oberland (F 25). *P.* **Sendtneri** Kern. (*P. Pyrenaicum* v. *albiflorum* Sürt., *P. Rhaeticum* Leresche) **B O S St T** (H 53, 54); **Schw** Piz Stretta (B 129), Maya de Lovegno — Becs de Bosson (P 7), Wallis (S 67). *P. aurantiacum* Lois. (*P. pyrenaicum* Kern. non Willd.) **S St K Kr L T Schw** (H 53, 54). *P.* **Kerneri** Hayek (*P. alpinum* var. *flaviflorum* auct.) **St K Kr L** (H 53, 54, 56). *P. Argemone* L. **Schw** Aclens (C 61); f. **laciniata** P. Junge **Sw** Lauenburg (J 48). *P. hybridum* L. **E** Serralbe (B 10). *P. Rhoeas* L. **Op** Heydekrug (F 89), Johannisburg (F 91); var. *agrivagum* Jord. **Bö** St. Ivan-Srbsko b. Karlstein (D 26). *P. dubium* L. **Op** Straddicktal (A 13); Tilsit (F 92). *P. Rhoeas* L. × *dubium* L (*P. intermedium* Becker) **Sl** Breslau: Carlowitz (S 77); **B** Poing (V 25). † *P. glaucum* L. **Hc** Erfurt (R 13). *Glaucium flavum* Crantz (*G. luteum* Scop.) **Hc** Schwellenburg (R 11); **Schw** Zürich + (N 11), Epagnier (T 34). † *G. corniculatum* (L.) Curt. (*G. phoeniceum* Crantz) **Op** Samlandbahn (A 9); **Sw** Hamburg (P 32); **M** Pausramer Hügel (W 37); var. *tricolor* Bernh. **Hc** Schwellenburg (R 11); **E** Straßburg (L 47). *G. corniculatum* Curt. × *flavum* Crantz. var. *tricolor* Bernh. (*G.* **Diedickeanum** Reinicke) **Hc** Schwellenburg (R 11). *Chelidonium majus* L. **Op** Heydekrug (F 90); monstr. **hexapetala** u. var. **micropetala** Murr. **T** Trient (M 79).

Corydalis (R 39). *C. cava* (L.) Schw. et K. (S 51) **Op** Warnicken (A 12); **Wb** Ulm (H 31, 32); **B** (N 13); **Schw** Chaux-des-Fondes (R 39), Liestal (H 81); f. **paniculata** P. Junge u. **incisa** P. Junge **Sw** Stormarn (J 48). *C. solida* (L.) Smith **St** Gösting-Raach, Wildon (F 82); **Schw** Liestal (H 81); var. *subintegr* **Wp** Löbau (P 81), Steegen (P 70); **E** Rheinebene (J 45); **Wb** Rindelbach (E 9). *C. intermedia* (L.) P., M. et E. (*C. fabacea* Pers.) **Sw** Hamburg (P 32); **Ps** Alt-Boyen (V 32); **Schw** Sarine (B 130). † *C. lutea* (L.) Lam. et DC. **Br** Frankfurt (A 115); **St** Grundlsee (H 5 **Schw** Genf (A 76), Liestal (H 81), Zürich (S 25). † *C. ochrol* Koch **Wb** Waldmannshofen (E 9); **Schw** Zürich (N 11). *C. c* Schw. et K. × *solida* Sm. **B** Bamberg (V 28). *Fumaria officinalis* L. **St** Sachsenfeld (F 68); var. *floribunda* Koch **Os** Dresden (S 5 † *F. Wirtgeni* Koch **Schw** Liestal (H 81), Zürich (N 11). *F. Vaillantii* Lois. **Wp** Weichselgelände (S 50, 53); **Kr** (P 12). † *F. densiflora* DC. (*F. micrantha* Lag.) **Sl** Grünberg (S 77). † *F. pa flora* Lam. **Schw** Zürich (N 11). † *F. capreolata* L. **Schw** Zür (N 11). † *Adlumia fungosa* **Br** Frankfurt (A 115).

† *Matthiola annua* (L.) Sweet **Sl** Grünberg (S 85). *M. Valesi* Gray **T** Riva (F 20). *Cheiranthus Cheiri* L. **Bd** Säckingen (L 5 *Nasturtium officinale* RBr. (*Roripa N. aquaticum* Beck) **Hc** Erfu Dreibrunnen (E 18), Halle (F 28); **St** Cilli (H 56); var. *trifol* Kittel **T** Riva (M 104); **V** Höchst a. Bodensee (M 104). † *N. austriacum* Crantz **B** München (1882, 83), Simbach (V 25); **St** Ma

Grün (F 82). *N. amphibium* (L.) RBr. **Mr** Speier (V 6); **Kr** (P 12). † *N. armoracioides* Turcz. **Wp** Linau (L 46); **Schw** Locarno (S 82). *N. barbaraeoides* Tausch **Op** Heydekrug (F 89); **Wp** Linau (L 46). *N. anceps* DC. **Wp** Linau (L 46). *N. silvestre* (L.) RBr. **St** Graz (H 56), Sachsenfeld (F 61); **Kr** (P 12); var. *rivularis* Rchb. f. **subpinnata** Murr **T** Trient (M 101). *N. palustre* (Leyß.) DC. **Kr** (P 12); f. **laxa** Rikli mit subf. **alpestris** Rikli u. f. *erecta* Brügg. mit subf. **alpestris** Rikli **Schw** (R 30, S 71). *N. Lippicense* Wulf. (*Roripa Lippicensis* Rchb.) **Kr** (P 12). † *N. riparium* Gremli **Schw** Liestal (H 81). *Barbaraea arcuata* (Opiz) Rchb. **Op** Tilsit-Ragnit (F 93), Tilsit (F 92); **B** Bamberg (P 53), Wendelstein (E 27); **Schw** Zürich + (N 11); f. *apetala* **Op** Contienen — Hafstrom (A 34). *B. stricta* Andrz. **Op** Heydekrug (F 89). † *B. praecox* RBr. (*B. verna* Aschers.) **Sw** Wandsbeck (P 35); **Ns** 0 (B 147); **Schw** Neuenburg (T 39, R 34), Zürich (N 11). *B. intermedia* Boreau **E** (J 45); **Bd** Freiburg (T 5); **K** Arnoldstein (B 56). *Turritis glabra* L. **Op** Heydekrug (F 90); **Wp** Deutsch-Krone (L 41); **B** Augsburg (W 13); **St** Gratwein (F 64). *Arabis pauciflora* (Grimm) Garcke (*A. brassiciformis* Wallr.) **B** Oberpfälzischer Jura (S 123); **Schw** Andeer—Clugèn (B 129). *A. alpina* L. **Bd** (E 15); **B** Neuschwanstein (P 55); **St** Hohe Veitsch b. Neuberg (H 56), Reichenstein (F 61); **Schw** Lägern u. Egg b. Zürich (N 4), Tößufer (N 7). *A. auriculata* Lam. **B** Kehlheim, Neuburg a. D. (P 53); **Schw** Baulmes im Waadtländer Jura (M 29, P 62, 63, S 71), Graubünden (P 6, S 67). *A. saxatilis* All. (*A. nova* Vill.) **Schw** Baulmes im Waadter Jura (M 29, P 62, 63). *A. Gerardi* Beß. **Op** Neidenburg (H 103); **W** Löbau (P 81); **B** Regensburg (P 53). *A. sagittata* DC. **Os** Elbsandsteingebirge (S 61). *A. hirsuta* Mygind **B** Oberfranken (P 53); **N** Hohe Mandling (A 82); **S** Mondsee (V 9). *A. alpestris* Schleich. **St** Falkenberg (F 61); **Schw** Solothurn mehrfach (L 50, P 83, R 34), Wallis (P 6); f. *vestita* **Schw** Gäbrisgebiet (S 38). *A. muralis* Bertol. **Schw** Wallis (P 6). *A. arenosa* (L.) Scop. **Op** Johannisburg (F 91), Heydekrug (F 89); **Sw** Hamburg + (P 32); **Ps** Alt-Boyen (V 32); **Hc** Halle (F 28); **St** Neuberg (H 56), Gratwein (F 61); **Schw** Zürich + (N 11). *A. Halleri* L. **Os** Vogtland (S 61); **B** Regenstauf (P 53); **St** Neuberg (H 56), St. Peter-Freienstein (F 61), Frohnleiten fl. ros. (F 66); **T** Val Vestino—Giudicarien (F 20). *A. turrita* L. **St** Cilli, Ranschütz (F 78); var.? *lasiocarpa* Üchtr. **Bö** Südliches Moldautal b. Vorlik (D 26). *A. pumila* Jacq. **St** Todtes Gebirge, Saarstein (F 78); var. **glabrescens** Huter **T** Fischeleintal in Sexten (H 131). *A. Jacquini* Beck (*A. bellidifolia* Jacq.) **St** Kaiserau b. Admont (H 56); **Schw** Sarine (B 20); var. **intermedia** Huter **T**

Fischeleintal, Gossensaß (H 131). *A. coerulea* (All.) Haenke **K** Obere Fischbachalpe, Frohnalpe (S 2); **Schw** Wallis (P 6). *A. Scopoliana* Boiss. (*Draba ciliata* Scop.) **Kr L** (D 15). † *A. albida* Steven **Sl** Beuthen (S 79); **Schw** Zürich (N 11). *A. Freynii* Brügger **St** Mautern: Reichardt (K 22), Aussee (H 56). † *A. rosea* **Schw** Neuenburg (T 39). *A.* **anachoretica** Porta **T** Val di Ledro (H 131). *A. ciliata* × *hirsuta* (*A. Murrii* Khek) **T** Schwaz (H 12). *A. Gerardi* Bess. × *hirsuta* L. **Sl** Krummlinde (F 15), Liegnitz (S 82). *Cardamine* (S 99); **L T** (R 45). *C. alpina* Willd. **K** Hochalblpaß (S 2). *C. resedifolia* L. **T** Jaufental (F 51), **Schw** Wallis (P 6); var. *integrifolia* DC. **Bö** Arber (H 69). *C. gelida* Schott (nicht *alpina* × *resedifolia!*) **T** Ortler (H 131). *C. impatiens* L. **Op** Cruttinnen (B 94, 95); **Bd** mehrfach (L 32); **N** Tullnerbach (F 51); **Kr** (P 12); **T** Ratzes (I 46); **Schw** Wallis (P 6). *C. hirsuta* L. **Sw** Elbe-Travekanal (P 35); **Mr** Zweibrücken (T 42); **B** Isargebiet (G 20); var. *apetala* **T** Trient (M 101). *C. pratensis* L. fl. pl. **Hc** Thüringen (R 49); **St** St. Peter-Freienstein fl. viol. (F 61); **Schw** Walensee (S 67). *C. amara* **B** Bamberg (P 53), Isargebiet (G 20); **St** Puntigam (F 66); **Kr** (P 12). *C. trifolia* L. **B** Oberaudorf (P 53); **M** Rainochowitz (G 36); **St** Drahtekogel (K 55), St. Gallen, Spital a. S. (H 56); **Kr** (P 12); **Schw** Recrettes-les-Siméons, La Saignotte (T 39, R 34). *C. amara* × *pratensis* **B** Regensburg (P 53), Thalheim (S 123). *Dentaria enneaphyllos* L. **Os** Elbsandsteingebirge (S 58); **B** Tölz (P 53); **Bö** Johannisbad (B 8); **N** Seitenstetten (H 11); **St** Bachergebirge (F 71); f. *alternifolia* Hsm. **Bö** (D 45). *D. glandulosa* W. et K. **M** (C 49). *D. trifolia* W. et K. (*Cardamine savensis* O. E. Schulz) **St** Bachergebirge (F 71), Wotsc (H 56). *D. digitata* Lam. **Schw** Schlüchtal (L 33). *D. polyphy* W. et K. **Schw** Glecktobel (B 129). *D. pinnata* Lam. **Bd** Breite feld—Krenkingen, Degerfelden (L 33). *D. bulbifera* L. **Wp** Schlehberg bei Neustadt (B 89); **Sw** Hamburg (P 33); **Hc** Kleiner Gleichberg (B 90); **Bd** Roßkopf (H 128); **B** Berchtesgaden (R 46), Oberaudorf (V 20); **Bö** Johannisbad (B 8); **St** Gratwein (F 72), Sachsenfeld (F 68); **Schw** Stoffel, Gem. Bäretschwyl, 830 m (S 67, N 1 *D. intermedia* Sonder **T** Val Vestino, Val di Ledro, Monte Ba (H 131). *D. digitata* × *pinnata* (*D. digenea* Gremli) **E** (J 45); **Schw** Chaumont (T 39). *D. digitata* × *polyphylla* (*D. Killiasii* Brü **Schw** Rappentobel (B 129). *D. enneaphyllos* × *glandulosa* (*Cardam Paxiana* O. E. Schulz) **Sl** Kattowitz (S 82). *Hesperis* (B 104). *H. matronalis* L. **B** Isargebiet (G 20); **N** Seitenstetten (H 11); **St** Peggau (F 82) **Schw** Zürich (S 25). *H. nivea* Baumg. **St** Krump b. Leoben (F 47, 60). † *Malcolmia maritima* (L.) R. Br. **Schw** Zürich (N 11). *Sisymbrium officinale* (L.) Scop. **Ns** Norderney (S 1

St Kapfenberg (F 68), Graz (H 56); var. *leiocarpum* DC. **Sw** Röm (J 1). † *S. austriacum* Jacq. **Hc** Eisleben (H 37); **Bd** Freiburg (L 26); **St** Eisenerz (K 68); **Schw** Six Fontaines (P 62, 63), Wallis (P 6). † *S. Loeselii* L. **Wp** Danzig (K 5); **Sw** Hamburg (P 33); **Hc** Halle (F 28); **E** (J 45); **B** Forsthof (E 27); **Schw** Basel (B 81), Zürich (N 11), Freiburg: Baseler Landstraße [*austriacum* olim] (H 128). † *S. Irio* L. **Hc** Eisleben (H 37); **Schw** Tessin: Ascona—Gordola (C 19, S 67), Zürich (N 11). † *S. Columnae* L. **Sw** Lübeck (A 10); **Wb** Ulm (H 31); **B** Nürnberg (S 123); **Schw** Zürich (N 11). † *S. altissimum* L. (*S. Sinapistrum* Crantz, *S. pannonicum* Jacq.) **Wp** Danzig (K 5); **Sw** Hamburg (P 32, 33, 35); **Ns** (B 147), Norderney (S 12); **Hc** Halle (F 28); **E** (J 45); **Wb** Ulm (H 31); **B** Nürnberg (G 66, P 53); **Schw** Schwanden (N 3), Zürich (S 25, N 11). † *S. Sophia* L. **Op** Heydekrug (F 90); **Ns** Norderney (S 12); **B** Isargebiet (G 20); **N** Türkenschanze b. Wien (F 51); **St** Judenburg, Thalheim (F 61); **Schw** Neuenburg (T 39), Berner Oberland (F 25), Zürich (N 11), Solothurn (L 50), Wandfluh (P 83, R 34), Liestal (H 81). *S. strictissimum* L. **B** (P 53), Bamberg (S 123); **S** Kaprun (H 40); **St** Peggau (F 80), Judenburg — Thalheim — St. Georgen — Unzmarkt (F 61). † *S. brachycarpum* Richardson **E** Straßburg (L 47). † *S. Wolgense* **Sw** Lübeck (A 10). *Stenophragma Thalianum* (L.) Čelak. **B** Burglengenfeld (P 53), Isargebiet (G 20). *Hugueninia tanacetifolia* (L.) Rchb. **Schw** Val Ferret (C 32). *Erysimum cheiranthoides* L. **Bd** Freiburg (T 5); **B** (P 53); **Schw** Chèzard, Gorges v. Ried, Locle—Brenets (T 39, R 34), Liestal (H 81), Zürich (S 25); var. **flexuosum** Rohl. **Bö** Opočno (D 43, 45). *E. hieraciifolium* L. **Wp** Nickelswalde—Pasewark (A 93). † *E. strictum* Fl. Wett. **Op** Königsberg (B 97); **Wp** Stargard (P 69); **Hc** Weimar (K 71); **B** (P 53); **Schw** Creux du Van (T 38, R 34), Neuenburg (T 39). *E. odoratum* Ehrh. **Bd** Odenwald (B 133); var. *denticulatum* Koch **B** Hoppingen (P 53). *E. dubium* DC. **Bö** Leitomischl (D 21); **Schw** Mendrisio (C 18). † *E. repandum* L. **Br** Dessau (A 115); **Bd** Odenwald (B 133); **Schw** Zürich (N 11), Liestal (H 81). *E. crepidifolium* Rchb. **B** Friesen, Wassertrüdingen (P 53); ssp. **Bohemicum** Podp. **Bö** Leitmeritz, Lobosic (P 48). *E. rhaeticum* DC. **Schw** Tessin (C 19), Misox bis 850 m (B 129); var. **alpinum** Chenev., var. **typicum** Chenev., var. **dubium** DC. **Schw** (S 67). *E. Helveticum* DC. **Schw** Pleißen b. Tschiertschen (B 130). *E. Perowskyanum* Fisch. et Mey. **Schw** Zürich (N 11). † *E. orientale* (L.) RBr. (*Conringia orientalis* Andrz.) **Sw** Hamburg (P 32); **B** Mönchsstockheim (H 21); **Schw** Filisur (A 76), Liestal (H 81), Zürich (N 11). *Brassica Rapa* L. **Schw** Zürich + (S 25). *B. Napus* L. **Mr** Zweibrücken (T 42); **Schw** Zürich + (S 25). † *B.*

nigra (L.) Koch **Schw** Zürich (S 25, N 11). † *B. armoracioides* Czern. (*Erucastrum armoracioides*, *B. elongata* Ehrh. var. *integrifolia* Boiss. Aschers.) **Schw** Zürich (N 11), Yverdon (C 68). † *B. incana* (L.) Doell (*Erucastrum incanum* L.) **E** (J 45); **Schw** Zürich (N 11). † *B. elongata* Ehrh. **Sw** Wandsbeck (P 35); **Br** Rathenow (A 115); **Os** Dresden (S 59); **Schw** Leysin (N 3). † *B. juncea* Hook f. et Thoms. **T** Innsbruck (M 80). † *B. lanceolata* Lange **Schw** Zürich (S 25, N 11). *Sinapis arvensis* L. **Ns** Norderney (S 12); **E** (J 45); **L** Veglia (B 106). *S. orientalis* Murr. **W** Annen (B 106). † *S. alba* f. **leiocarpa** Murr. **T** Innsbruck (M 80). † *S. dissecta* Lagasca **Op** Königsberg (B 93); **T** Innsbruck (F 51). † *S. Cheiranthus* (Vill.) Koch **Schw** Zürich (N 11). † *Erucastrum obtusangulum* (Schleich.) Rchb. **Br** Magdeburg (A 115); **E** (J 45); **B** (P 53); **Schw** Solothurn (P 83, L 50), Aarekanal b. Büren (R 34). † *E. Pollichii* Schimp. et Sch. **Sw** Hamburg (P 32); **Br** Wriezen (A 115); **Ps** Schubin (M 64); **B** Isargebiet (G 20); **M** Ottnitz, Sokolnitz (W 30), Monitz, Ottnitz (W 33); **St** Peggau (F 80). *Diplotaxis tenuifolia* (L.) DC. **Op Wp** (B 127), Danzig (K 5); **Wb** Gosheim (E 11); **B** Isargebiet (G 20); **T** Ratzes (J 46); **Schw** Zürich (S 25); Freiburg (J 31); var. **sisymbriiformis** Murr. **T** Trient, Nomi (M 104). † *D. muralis* (L.) DC. **Op** Königsberg (B 127); **Wp** Danzig (K 5); **Me** Wismar (T 25); **Sw** Hamburg (P 32); **Ns** Bremerhaven (P 40); **E** verbr. (B 10); **Bd** Wiehre (T 7); **St** Peggau (F 80), Judenburg (F 61); **Schw** Zürich (S 25, 27). † *D. erucoides* (L.) DC. **Bd** Wiehre (T 7); **Schw** Zürich (N 11). *Alyssum petraeum* Arduin. **L** Caporetto (F 51). *A. Arduini* Fritsch (*A. saxatile* auct. non L.) **B** (P 25); **Bö** Prag (H 131); **M** Znaim (F 51), Nikolsburg (W 57), Nedwieditz im Schwarzawatal (M 42); **N** Melk (F 51), Rossatz a. d. Donau (H 131). *A. alpestre* L. **Schw** Gornergletscher, Mt. Rosa-Stock, Zermatt (H 131). † *A. argenteum* (All.) Vitm. **Br** Frankfurt (A 115); **N** Lainzer Tiergarten b. Wien (H 79). *A. montanum* L. **Wp** Weichselgelände (S 53); var. **magnum** Wildt **M** Gaya (W 39). *A. Wulfenianum* Bernh. **Schw** Berner Oberland 0 (F 25). *A. calycinum* L. **Op** Tilsit (F 92), Johannisburg (F 91); **Ns** Ilmenaugebiet (P 38). *A. campestre* L. **Sw** Hamburg (P 32); **Schw** Zürich (N 11). † *A. minimum* Willd. **E** Straßburg (L 47). *A. desertorum* Stapf (*A. minimum* auct.) **N** Anninger (A 74). *A. ovirense* Kern. **K** Wiesberg (D 21). *A. arenarium* Gmel. **Hc** Weimar (K 71). † *A. maritimum* (L.) Lam. **Schw** Zürich (N 11, S 25). *A. Transsilvanicum* Schur **M** Gaya, Wlkosch (W 28); **St** Rein (F 47), Stübing (F 51), Kirchdorf (F 80, K 47). † *Berteroa incana* (L.) DC. **Ps** Schubin (M 64); **Hc** Hildburghausen, Themar, Schleusingen (E 3); **Wb** Ulm (H 31); **B** Großprüfening (P 53); **Schw** Yverdon (C 68).

Neuenburg (T 39), Aclens (C 61), Aarau (A 76), Buchs (V 15), Zürich (S 25, 27), Stürwis (B 130). *Lunaria rediviva* L. **Bd** Schlüchtal, Witznau (L 33); **Bö** Dorflehne b. Warnsdorf (S 32); **M** Wernsdorf (N 21); **Schw** Neuenburg (T 39), Liestal (H 81), Berner Oberland (F 25). † *L. annua* L. **Schw** Zürich (N 11). *Clypeola Gaudini* Trachsel **Schw** Wallis (P 6). *Peltaria alliacea* L. **St** Puntigam — Abtissendorf (F 48), Bärenschütz (F 78); **Kr** (P 12). *Petrocallis pyrenaica* (L.) RBr. **Kr** (P 12). *Draba aizoides* L. **E** Vogesen (J 45); **Bd Wb** (E 15); **B** Vorra (S 127); **St** Riesennock b. Turrach (H 56), Hochschwab (H 56); var. *affinis* Host **Kr** (P 12). *D. montana* Bergeret **B** (P 53). *D. Hoppeana* Rchb. (*D. Zahlbruckneri* Host) **T** 27—2900 m (H 131); **Schw** Graubünden (B 130). *D. Sauteri* Hoppe **B** Berchtesgaden (R 46). *D. stellata* Jacq. **N** Heßhütte (A 94), Dürrnstein (A 74); **T** 0 (H 131). *D. frigida* Sauter **T** Kirchdach im Gschnitz (H 131); **Schw** Verzasca (C 26). *D. Carinthiaca* Hoppe (*D. Joannis* Host) **K** Ankogelgruppe (S 2). *D. Wahlenbergii* Hartm. **Schw** Sarine (B 20). *D. Fladnitzensis* Wulf. **T** Großglockner, Brenner (H 131). *D. Lapponica* DC. **T** Schlern, Hühnerspiel (H 131). *D. muralis* L. **Bd** Leopoldshöhe (L 32); **St** Arnstein b. Voitsberg (F 66); **Schw** Zürich † (N 11). *D. incana* L. **Schw** Vorderalp ob Jenins, Säntisersee 2060 m (B 129, G 134). *D. Thomasii* Koch **Schw** Graubünden mehrfach (S 67), Engadin (S 66). *D. Bertolonii* Nyman **St** Steineralpen: Velika Planjava (H 56). *D. Huteri* Porta **T** Val di Ledro 2 2300 m (H 131). *D. lasiocarpa* Rochel **N** Anninger (A 74). *D. nemorosa* L. **St** Puntigam b. Gratz (H 56). *D.* **aizoides** L. × **Fladnitzensis** Wulf. (*D.* **flavicans** Murr) **T** Hühnerspiel (M 82). *D. carinthiaca* × *frigida* (*D. Traunsteineri* Hoppe, *D. Hoppeana* Rud. **T** Defferreggen: St. Jakob (H 131). *D. Fladnitzensis* × *Lapponica* (*D. Kerneri* Huter) **T** Brenner (H 131). *D. frigida* × *tomentosa* **T** Rellberg b. Sterzing (H 131). *Erophila verna* f. *Bardini* Jord. **Os** Mühlberg a. E. (F 83); var. *spathulata* Lang **Kr** (P 12); var. *majuscula* Jordan **Br** Küstrin (A 115); var. *calcarea* Herm. **Ms** Bernburg (A 115, H 101); var. *arenosa* Herm. **Ms** Dessau, Zerbst (A 115, H 101); var. *sabulosa* Herm. **Ms** Bernburg (A 115, H 101); var. **harcynica** Herm. **Ms** Anhalt (H 101). *Cochlearia officinalis* L. **B** Vorra, Pezzaza (E 29), Berchtesgaden—Schellenberg (P 53); **N** Piesting (H 8). *C. Pyrenaica* (L.) DC **N** Türnitz—Falkenschlucht (H 16). *C. Anglica* L. **Ns** Wangeroog (F 37). *C. saxatilis* (L.) Lam. **Bd Wb** (E 15); **B** Schambachtal (V 25), Füssen (P 53); **Schw** Dägelsberg (N 11), Tweralpspitze—Obere Tweralp (S 27), Gäbrisgebiet (S 38); var. *auriculata* Koch **Schw** Freiburg (J 29). *C. alpina* (Tausch) Prantl **T** Contrinhaus—Marmolata (H 19). *Camelina sativa* (L.) Crantz **Schw**

Zürich (S 25). *C. microcarpa* Andrsz. **M** (P 49); **St** Judenburg (F 61); **Schw** Yverdon (C 68), Mitlödi (N 3), Zürich (S 27, N 11). var. **macrocarpa** Podp. **M** (P 49). *C. dentata* var. *integrifolia* (Wallr.) **St** Leinfelder am Teigitschgraben (F 66). *Subularia aquatica* L. **Sw** Altona 0, Passoder See, Hadersleben. Amrum (H 64): **B** (P 53), Erlangen (H 64). *Thlaspi* **St** (K 49). *Th. arvense* L. **Ns** Norderney (S 12). f. **stricta** Murr. **T** Innsbruck (M 80). † *Th. alliaceum* L. **Br** Köpenick (A 115); **St** Rohitsch—Sauerbrunnen (H 56). *Th. perfoliatum* L. **Hc** Halle (F 28); **Bd** Bombach, Malterdingen (H 128): **B** Etterzhausen (P 53), Isargebiet (G 20). † sspec. *improsperum* Jordan **Schw** Zürich (N 11); var. **caespitescens** Murr **T** Trient (M 104). *Th. alpestre* L. **Bd** Lenzkirch (L 26); **B** Oberpfalz—Mittelfranken (P 53); **Bö** Reichenberg (M 48); var. **ramosum** Lüscher **Schw** Solothurn (L 50). *Th. praecox* Wulf. **St** Pöltschacher Graben b. Pöltschach (H 56), Untersteiermark (K 49); **L** Parenzo (C 2). *Th. montanum* L. **Bd** (K 49); **B** Nördlingen, Oberpfalz (P 53); **N** Seitenstetten (H 11): **K** Südliches Gebiet (K 49, 50), Trifail (K 46); var. *obcordatum* Beck **K** Schwarzenbach (P 85). *Th. alpinum* Crantz **St** Kalbling, Gesäuse (H 56), Nordalpen (K 49). *Th. rotundifolium* (L.) Gaud. **B** Füssen (P 53); var. *corymbosum* Gaud. **K** Raibl: Confin (S 2). *Th. cepeaefolium* Koch **T** Muttekopf b. Imst (K 15, 17). *Th. Goesingense* Halácsy **N** Goesingberg (K 49); **St** Kirchdorf b. Pernegg (F 80, K 47, 49). *Th. Kerneri* Huter **St** Sanntaler Alpen (K 49), Steineralpen: Skarje (H 56), Trifail (K 46). *Th. umbrosum* Waisbecker **St** Kirchdorf b. Bruck (H 56), b. Pernegg (K 49). *Th. silvestre* Jordan **St** Murau (H 56). *Teesdalia nudicaulis* (L.) RBr. **Op** Johannisburg (K 4); **Os** Voigtland (S 61). † *Iberis umbellata* L. **Schw** Zürich (N 11). *I. intermedia* Guersent **Kr** (P 16). *I. amara* L. **Bd** Aichen—Krenkingen (L 32); **Wb** Ulm (H 33); **B** (P 53), Isargebiet (G 20). † *I. pinnata* L. **N** Steinfeld (V 9); **Schw** Schmerikon: Linthkanal (S 71), Zürich (N 11). *I. decipiens* **Schw** Val de l'Areuse (T 39). *Biscutella laevigata* L. **Wp** Putzig (P 77); var. *hispidissima* Koch **B** (P 53); var. *glabra* Gaud. **K** Raibl: Vitriolwand (S 2); var. *saxatilis* Schleich. **Schw** Wallis (P 6). *B. cichoriifolia* Lois. **Schw** Generoso (C 18). † *Lepidium Draba* L. **Me** Warnemünde (T 25). **Sw** Hamburg: Bergedorf (P 34); **Os** Dresden, Voigtland (S 61). **Hc** Eisleben (H 37), Halle (F 28): **Wb** Reutlingen (E 9): **B** Schweinfurt (H 21): **St** Judenburg (F 61): **K** Wolfsberg (B 56): **Kr** (P 12). **Schw** Solothurn (L 50, P 83, R 34), Neuenburg (T 39). Freiburg (J 30), Liestal (H 81), Zürich (S 25), Schlieren, Zollikon (S 27). † *L. sativum* L. **Schw** Zürich (S 25). † *L. campestre* (L.) RBr. **Op** Königsberg (G 59): **Wp** Putzig (P 77), Weichselgelände (S 53): **B**

Tittmoning, Pöcking (V 21), Allmannshausen (V 20), Nürnberg (G 66), Abtswand, Oberschwarzach, Münchsteinheim (H 21); **St** Fürstenfeld (F 52). † *L. perfoliatum* L. **Sw** Hamburg (P 33); **Ns** Geestemünde (P 40); **E** (J 45); **N** Laaerberg (D 21); **St** Zeltweg (F 61); **T** Innsbruck (M 80); **Schw** St. Moritz (N 3, 11). † *L. ruderale* L. **Op** Tilsit (F 92); **Me** Neubrandenburg (K 38); **Wb** Reutlingen (E 12); **B** Sulzheim (H 21); **N** Seitenstetten (H 11); **Schw** Churer Rheintal, Domleschg, Tiefenkastels (A 76), Liestal (H 81), Neuburg (T 39), St. Gallen, Buchs (V 15), Zürich (S 25, 27), Landquart (N 3). *L. latifolium* L. **Sw** Lübeck (A 10); **Mr** Dürkheim (J 34); **Schw** Chur (B 130); Neuenburg (T 39). † *L. neglectum* Thell. (*L. medium* olim) **Bd** Freiburg (T 6), Betzenhausen (F 85); **B** Luitpoldheim (E 27); **T** Innsbruck (M 101); **Schw** Zürich, Embrach (T 6, R 34, N 11). † *L. virginicum* L. **Br** Köpenick (A 115); **Os** Dresden (S 59); **E** (J 45); **B** Seefeld—Herrsching (V 28), Nürnberg (G 66); **T** Arco (M 79); **Schw** Zürich (S 25, N 11), Liestal (H 81); ssp. *texanum* Buckley (*L. micranthum* u. *L. incisum* auct. olim, *L. medium* Greene) **T** verbr. (M 101); **Schw** Zürich (T 6, R 34, N 11). *L. incisum* Roth (*L. virginicum* olim) **T** Arco (M 90). *L. densiflorum* Schrad. (*L. apetalum* auct.) **Op** Johannisburg (K 3, 4); **Wp** Putzig (P 77), Weichselgelände (S 50, 53); **E** (J 45); **T** Sigmundskron, „Bahnhofpflanze“ (M 101); **Schw** Zürich (G 25, N 11), Orbe (T 6); var. *pubecarpum* (A. Nelson) Thellung **Schw** Orbe (T 6). *Hutchinsia petroea* (L.) RBr. **Hc** Halle (F 28); **Mr** Dürkheim (J 34); **B** Neuhaus a. Aufseß (V 25); **N** Anninger (A 74); **Schw** Wallis (P 6). *H. alpina* (L.) RBr. **Wb** Laupheim, Leutkirch (E 15). *H. brevicaulis* Hoppe **Schw** Wallis (P 6). *Capsella Bursa pastoris* **var.** (B 99); var. *microcarpa* Losz **Schw** Zürich (N 11), Horgen (N 3); var. *molinaeformis* Murr (1899) **M** Wolframitz, Rothigel, Brünn (W 39); var. **amoena** Murr, var. **concavescens** Murr, var. **pseudogracilis** Murr, var. **lepidioides** Murr (Murr 86) **T** Trient (M 86); var. **veroniciformis** Murr **T** Trient (Murr 85); var. *hutchinsiifolia* Murr (1900) **T** Oberperfuß (M 79); var. **evonymicarpa** Murr **T** Innsbruck (M 77); var. *apetala* **Ms** Anhalt (H 101). *C. Heegeri* Solms (L 6) **Br** Berlin (L 6); *C. rubella* Reuter **Schw** Zürich (N 11). † *C. Bursa pastoris* × *rubella* **Schw** Zürich (N 11). *Aethionema saxatile* (L.) RBr. **Schw** Ofenberg i. Graubünden (B 141), längs des Spöls einwandernd (B 141, 142, S 66, 67), Fluelapaß (S 67). *Coronopus Ruellii* All. **Op** Puschdorf (A 40); **Ns** Geestemünde (P 40); **Kr** (P 12). † *C. didymus* L. Sm. **Sw** Hamburg (P 33); **T** [illegible] (M 79); **Schw** Zürich (S 27, N 11). † *C. Niloticus* **Br** Anhalt (A 115). † *Soria Syriaca* (L.) Desf. (*Euclidium Syriacum* RBr.) **Sw** Hamburg (P 32); **T** Innsbruck (M 79); **Schw** Zürich (N 11). *Isatis* *tinctoria* L. **Mr** Dürkheim (J 34); **Wb** Ulm (E 11, H 33); **B** Isargebiet (G 20); **Schw** Six Fontaines im Waadter Jura (P 62). † *Myagrum perfoliatum* L. **T** Innsbruck (M 80); **Schw** Tessin (C 18, 19), Zürich (N 11), Samaden (N 3). † *Neslea paniculata* (L.) Desv. **Br** Frankfurt (B 121); **Ps** Alt-Boyen (V 32); **Schw** Liestal (H 81), Zürich (S 25). † *Bunias orientalis* L. **Wp** Danzig (K 5); **Hc** Thüringen (R 51), Halle (F 28) Hildburghausen (E 3); **E** Metz (B 10); **Bd** Freiburg (H 128), Speirer Brücke (F 85); **Wb** Ulm (H 31, 33, M 45); **M** Opatowitz (W 33); **Schw** Baseler Jura (C 41), Neuenburg (T 39), (Solothurn (P 83, R 34), Liestal (H 81), Zürich (S 25, N 11), Buchs (V 15). † *B. Erucago* L. **Sw** Wandsbeck (P 35); **St** Graz (H 56); **Schw** Zürich (N 11). † *Cakile maritima* Scop. **Sw** Alsen, Föhr (R 16); **Ns** Langeroog (F 37); **Br** Wittenberg (A 114); **Os** Dresden (S 59, 61); **Schw** Zürich (N 11). † *Chorispora tenella* (Pallas) DC **Op** Königsberg (B 92); **Sw** Wandsbeck (P 35). † *Rapistrum perenne* (L.) All. **Sw** Hamburg (P 32); **Ns** Geestemünde (P 40); **Hc** Halle (F 28); **Bd** Wiehre (T 7); **Schw** Yverdon (C 68), Zürich (N 11), Solothurn (L 50). † *R. rugosum* All. **Sw** Hamburg (P 32); **Hc** Erfurt (R 9); **Wb** Ulm (E 11, H 33); **St** Judenburg (F 61); **Schw** Aclens (C 61), St. Gallen (V 15), Zürich (S 25); var. *hirsutum* (Host) u. *glabrum* (Host) **B** Nürnberg (G 66). † *R. orientale* (L.) DC **Bd** Freiburg, Basler Landstraße (T 7); **Schw** Tessin (C 19), Zürich (N 11). † *R. Linnaeanum* Boiss. et Reut. **Bd** Wiehre (T 7); **Schw** Zürich (N 11). *Crambe maritima* L. **Me** Wustrow (H 30); **Sw** Schönhagener Nehrung (R 16). *C. tatarica* Jacq. **M** Pausramer Hügel (W 37); **N** Ottenthal—Pottenhofen (T 1). † *Raphanus sativus* L. **Schw** Zürich (S 25).

Cistaceae (G 69). *Helianthemum guttatum* (L.) Mill. **L** Promontor (F 51). *H. canum* var. *typicum* f. *obtusifolium* G. Beck **B** Karlstadt (P 53). *H. oelandicum* Wahlenb. **Hc** Halle (F 28). *H. salicifolium* (L.) Pers. **T** Nomi (M 90). *H. tomentosum* (Scop.) Willk. **T** Grödnerjoch (H 19). *H. vulgare* Gaertn. (*H. obscurum* Pers., *H. Chamaecistus* Mill.) **Op** Johannisburg (K 3); **Ns** (B 147); **N** Seitenstellen (H 11); **K** Raiblersee (S 2); var. *grandiflorum* (Scop.) DC. **K** Raibl: Grüngraben (S 2); var. **micranthum** Domin **Bö** Prag, Komárov (D 26). *H. glabrum* (Koch) **St** Hochturm, Vordernberger Reichenstein (K 68). *H. p*-*folium* var. *angustifolium* Koch **B** (P 53). *Fumana procumbens* (Dun.) Gren. et Godr. (*Helianthemum Fumanum* Mill.) **Schw** Graubünden (B 130), Merlingen—Beatenberg (F 21), Nord-Zürich (N 8), Isa-buck (N 10), Trüllikon (N 7), Twann a. Bielersee (B 12, R 34).

Viola (B 29, 32, 33, 36, 37, 47) **B** (A 73, B 30, G 16), Frankenjura (M 30, S 133), Neuburg a. d. D. (G 16); **M** Nikolsburg

Polauer Berge (W 23); **St** (G 8); **K** (B 58); **T** (B 43). *V. pinnata* L. **Kr** (P 12), Vremščica (J 55); **Schw** (S 67), Olivone (C 24, R 34), Tessin (C 22), Bärentritt (B 129). *V. palustris* L. (*V. epipsila* Ledeb. olim) **Ps** Alt-Boyen (V 32); **Schw** Burgmoos (P 83), Val de Dix (P 5), Solothurn (L 50), Neuenburg (T 39); var. *major* Murb. **Mö** Wittingauer Becken (D 36). *V. epipsila* Ledeb. **Wp** Steegen (P 70); **Sw** Lübeck (P 35); **Ps** Alt-Boyen (V 32). *V. uliginosa* Bess. **Op** Heydekrug (F 90). *V. hirta* L. **Mr** Speier (V 6); **St** Judenburg (F 68, 72); var. *vulgaris* Rchb. **Schw** Tessin (C 22). *V. collina* Bess. **Ns** (B 147); **M** Hadiberg b. Brünn (W 39); **St** Judenburg (F 68, 72); **Schw** Irchel b. Zürich (N 4); f. *umbricola* (Rchb.) Beck **M** Brünn, Blansko (W 39). *V. ambigua* W. et K. **M** Czeitsch?, Polauer Berge, Pratzer Berge, Pausramer Hügel (W 37). *V. Thomasiana* Perr. et Song. (*V. minima* Brügg. fl. viol.) **Schw** Davos (S 67), Verzasca (C 28). *V. odorata* f. **pallida** Domin **Bö** Prag (D 36); var. *Leucojum* Krause **Sw** Hamburg (P 32). *V. alba* Bess. **E** Rheinebene (J 45); **Bd** Lipburg (L 26); **St** Buchkogel (F. 80); ssp. *ligustica* W. Becker, var. *glaberrima* W. Becker **T** Nomi (M 104). *V. scotophylla* Jord. **St** Buchkogel (F 80); **Schw** Reichenau—Rheinwald (S 67). *V. virescens* Jord. **Schw** Solothurn (L 50). *V. sepincola* Jord. (1849), (*V. Beraudii* Bor. (1857), *V. Austriaca* A. et J. Kern. (1872), *V. cyanea* Čelak. (1872)) (B 38, G 3), *V. maderensis* Lowe (M 78); **Ps** Posen (P 28); **Bö** Prag (D 21); **M** Brünn (W 33), Czeitsch, Grusbach (W 33); **T** Innsbruck (M 78); var. **clandestina** Hellw. **T** Innsbruck (D 21). *V. arenaria* DC (*V. arenaria* × *silvatica* b. Brügger) **Wp** Deutsch-Krone (L 41); **Hc** Halle (F 28); **N** Seitenstellen (H 11); **Schw** Chur (G 67). *V. Riviniana* Rchb. (*V. arenaria* × *silvatica* b. Brügg.) **St** St. Peter—Freienstein (F 61); **Schw** Bellinzona (S 67), Wallis (P 6); var. **pubescens** Murr **T** Meran (M 101); var. *nemorosa* N., W. et M. **Hc** Erfurt (R 13). *V. canina* L. (B 155); **Hc** Erfurt (R 13). *V. lucorum* Rchb. **Sw** Escheburg (P 34). *V. lancifolia* Thore (B 40). *V. stricta* Hornem. **B** Isargebiet (G 20). *V. montana* L. (B 155); **B** Bayerischer Wald (P 27); var. *nemoralis* Kütz. **T** Nomi, Arco (M 90); **Schw** Tessin (C 22). *V. stagnina* Kit. (G 17); **Wp** Danziger Niederung (P 75), Linau (L 46); **B** Isargebiet (G 20); **N** Lobau (A 79); **Schw** Solothurn (L 50), Neuenburg (T 39). *V. pratensis* M. et K. **B** Augsburg (W 13). *V. pumila* Chaix (G 17). *V. Schultzii* Billot **E** Rheinebene (J 45); **St** Stöchau b. Fürstenfeld (H 56). *V. elatior* Fries **Mr** Speier (V 6); **N** Lobau (A 79); **K** Arnoldstein (P 85); **Schw** Solothurn (L 50). *V. mirabilis* L. **Bd** mehrfach (L 32); **St** Buchkogel (F 80); **Schw** Vallée de Joux: Marchairuz (A 117, R 34), Fontaine—André (T 34).

V. biflora L. **Hc** Eisenach (H 42); **Wb** Wangen (E 15); **M** Wermsdorf (N 21); **S** Salzburg (F 51); **St** Drahtekogel (K 55); **Schw** St. Gallen (S 38). *V. tricolor* L. (B 42, 45); f. *baltica* Krause **Sw** Hamburg (P 33). *V. arvensis* Murr. (B 42); **Ns** (B 147); **Hc** Erfurt (R 13); **Kr** (P 12). *V. saxatilis* Schmidt **B** Bayerischer Wald (P 27); **Kr** (P 12). *V. alpestris* (DC) Wittr. var. *Zermattensis* subvar. *typica* W. Becker × *arvensis* Murray **B** Ruholding (V 25); var. *Zermattensis* Wittr. subvar. *versicolor* W. Becker × *arvensis* Murray **B** Bachhausen (V 25). *V. Kitaibeliana* R. et Sch. **Schw** (B 42). *V. polychroma* Kern. **St** Aussee, Schladming, Neuberg (H 56). *V. lutea* (B 34, 44). *V. calcarata* L. (*V. Comollia*. *V. Julia* (B 44, 45) und *V. calcarata* × *tricolor*) b. Brügger) **Schw** Furkapaß, Graubünden, Arosa (S 67). *V. Zoysii* Wulf. **Kr** (P 12); **Schw** Marchenspitz (C 39). *V. alpina* **N** Heßhütte (A 94). *V. cornuta* L. (M 69); **B** Sendling—Holzapfelskreut (V 20); **Kr** Karawanken (P 13, 15). *V. cucullata* Ait. (*V. pachyrhizoma* F. O. Wolf, *V. incomparabilis* Schur (1877) **Schw** (C 23), Zürich + (N 11). *V.* **micrantha** Porta **T** Judikarien 600—700 m (H 131). *V. gracilis* Brügger **Schw** Salatino nicht Oberhalbstein. 6000′ [Etikettenverwechslung?] (S 67). *V. alba* × *austriaca* (*V. Kalksburgensis* Wiesb.) **N** Bisamberg (H 16). *V. alba* × *hirta* (*V. abortiva* Jord.) **E** (J 45); **Schw** Solothurn (L 50). *V. alba* × *odorata* **E** (J 45). *V.* **alpestris** × **arvensis** (*V.* **Zahnii** Benz) **K** Heiligenblut (B 59). *V. alpestris* × *lutea* **E** (J 45) Mittlach im Münstertale (B 34, J. 45). **V. altaica** Ker-Gawl. × **alpestris** ssp. **Zermattensis** Wittr. (**V. Rouyana** F. O. Wolf) **Schw** Zermatt (W 51). V. **altaica** Ker-Gawl. × **V. lutea** Sm. (**V. Rouyana** F. O. Wolf) **Schw** Zermatt (W 51). *V. ambigua* × *collina* (*V. Neilreichii* Richter) **N** Bisamberg (H 16). *V. ambigua*×*hirta* (*V. revoluta* Heuffel) **M** Hadiberg bei Brünn (W 37). *V. arenaria*×*canina* (*V. Braunii* Borbás) **B** Neuburg a. d. D. (G 16); **N** Rosenau (H 13). *V. austriaca*×*ambigua* (*V. Haynaldi* Wiesb.) **N** Bisamberg (H 16). *V. calcarata*×*alpestris* (*V. helvetica* Brügg.) **Schw** Heinzenberg (S 67). *V. canina*×*montana* (*V. Kuetzingii*) **Br** Magdeburg (A 115). *V. canina*×*Riviniana* **Op** Tilsit—Ragnit (F 93); **Hc** Erfurt (R 13). *V. canina*×*silvatica* [*silvestris*] (*V. Vorussica* W. Becker) **Sw** Hamburg: Trittau (P 35); **Hc** Erfurt (R 13); **E** (J 45); **B** Neuburg a. d. D. (G 16). *V. canina* × *stagnina* (*V. Ritschliana* W. Becker) **B** Neuburg a. D. (G 16). *V. canina* var. *lucorum* × *Riviniana* **Sw** Wilstedt, Escheburg (P 34). *V. collina*×*cyanea* [f. *perfimbriata*] (*V. atrichocarpa* Borbás) **M** Hadiberg b. Brünn (W 33, 35). *V. collina* × *hirta* **Schw** Glattfelden (N 7). *V. collina*×*odorata* (*V. collina* u. *V. hirta*×*odorata* b. Brügger) **Schw** Bellinzona, Chur (S 67). *V. collina* × *scotophylla* (*V. collina* b. Brügg.) **Schw** St. Luzi (S 67). *V. hirta* × *collina* **Schw**

Thusis (S 67), *V. hirta×odorata* (*V. hirta* u. *V. hirta stolonifera* bei Brügg.) **Schw** Ortenstein, Chur (S 67). *V. hirta × odorata* Rchb. forma (*V. pseudosepincola* W. Becker) **Hc** Erfurt (R 13). *V. superhirta×odorata* (*V. Oenipontana* Murr.) (B 39, 41, M 78, 91, 92) **N** Wien (M 78); **St** Marburg (M 78); **T** Innsbruck, Silz (M 78); **V** Dornbirn (M 78). *V. mirabilis × silvestris* (*V. spuria* Celak.) **E** (J 45); **B** Nürnberg (S 132); **N** Anninger (H 16). *V. montana × pumila* (*V. Biederitzensis*) **Br** Magdeburg (A 115). *V. montana × Riviniana* (**V. Weinharti** W. Becker) **E** (J 45); **B** Augsburg (B 138), Bayerischer Wald (P 27); **T** Nomi, S. Pietro (M 90); **Schw** Tessin (C 22). **V. montana × rupestris × arenaria** (**V. villaquensis** Benz f. **sub-montana** Benz und f. **sub-rupestris** Benz) **K** Villach (B 61, 62). *V. montana × stagnina* **Schw** Vernier b. Genf (C 29, S. 71). *V. odorata × hirta* (*V. permixta* Jord.) **Hc** Erfurt (R 13); **N** Seitenstetten (H 11); **St** Gamskogl b. Stübing, St. Gotthard b. Graz (F 66). *V. odorata* L. × *sepincola* Jord. **B** Neuburg a. d. D. (G 16). V. **permixta × collina** (V. **Merkensteinensis × hirta,** V. **Poelliana** Murr.) **T** Innsbruck (M 84). *V. Riviniana × silvestris* (*V. intermedia* Rchb.) **Hc** Erfurt (R 13); **Bö** Trnová a. d. Moldau (D 26); **Schw** Leimbach (N 7). *V. rupestris × silvestris* (*V. glauca* M.-Bieb.) **M** Lelekowitz u. Adamstal (W 37).

† *Reseda phyteuma* L. **N** Jetzelsdorf b. Haugsdorf (T 4); **T** Arco (M 90). *R. lutea* L. **Sw** Hamburg + (P 32); **B** Roth (S 125), Sulzheim (H 21); **Bö** Reichenberg (M 48); † var. *gracilis* **Br** Koepenick, Rüdersdorf (A 115). *R. luteola* L. **Wp** Löbau (P 81). † *R. alba* L. **Sw** Hamburg (P 32); **Sl** Grünberg (S 85). † *R. odorata* L. **Schw** Zürich (S 25).

† *Sarracenia purpurea* L. **Schw** Tavannes—Bellelay (M. 37).

Droseraceae **B** (H 126); *Drosera* **Op** Heydekrug (F. 90). *Aldrovandia vesiculosa* L (H. 125) **Bd** Siechenweiher b. Meersburg (H 128); **B** Lindau (H 125). *Drosera rotundifolia* L **Hc** Hautsee (B 85); **B** Spiegelau (S 123), Isargebiet (G 20); **M** Wermsdorf (N 21); **St** Aussee, Bösenstein: Scheibelalm (H 56); f. **breviscapa** Domin. **Bö** Teufelsgarten (D 43, 45). *D. Anglica* Huds. (*D. longifolia* Lpp) **Wp** Rosenberg (P 74), Steegen (P. 70); **Ns** Ilmenaugebiet (P 38); **B** (P 53), Rosenau (G 18), Isargebiet (G 20); **St** Aussee (H 56). *D. intermedia* Heyne **Op** Heydekrug (F 89); **Sw** Sylt (G 130); **B** (P 53); f. *ramosa* **Me** Schwerin (T 25); f. **longifolia** P. Junge **Sw** Lauenburg (J. 48). *D. Anglica × rotundifolia* (*D. obovata* M. et K.) **Wp** Löbau (P 76); **P** Stargard (P 69); **Schw** Gibswil—Fischental (S 27).

Polygalaceae **B** (H 127). *Polygala vulgaris* L, **Schw** Solothurn (L 50); var. *oxyptera* Rchb. **Sw** Hamburg (P 53); **K** Egger Alm (P 85);

var. *pseudoalpestris* Gren. **T** Nomi, Chiusole, Arco (860); **Schw** Tessin (C 22), Freiburg (J 29); var. *rosulata* Fr. **Schw** Tessin (C 19); var. *alpigena* Chodat **Schw** Tessin (C 30); var. *flavescens* DC. **L** Parenz (C 2). *P. comosa* Schkuhr. **Op** Johannisburg (K 3); **Wb** Pfullingen (E 9), Eningen (E 12). *P. serpyllacea* Weihe (*P. depressa* Wender.) **Hc** Thüringen (R 49); **Bd** Bergalingen, Hottingen, Jungholz (L 32), Bernau, Brunnadern, Oberwihl (L 33); **Wb** Arnach (E 9); **Schw** Juragebiet (R 34), Neuenburg (T 39). *P. amara* L. **Op** Heydekrug (F 89); **Bö** Krumau (P 9). *P. amara* auct styr. **St** Gamskogl (F 54); var. *austriaca* Koch. **Wp** Löbau (P 81); **Wb** Eningen (E 12). *P. microcarpa* Rchb. **N** Heßhütte (A 94). *P. alpina* Perr. et Song. **Schw** Parpauer Schwarzsee (B 129), Wallis (P 6). *P. Chamaebuxus* L. (*Chamaebuxus alpestris* Spach.) **B** Bayerischer Wald (P 27); **St** Grewein (F 61), Kupferberg (F. 68); **Schw** Lago Maggiore (C 40); var. *grandiflorus* (Gaud.) **St** Vordernberg (F 61), Aflenz: Seegraben (F 79). *P.* **amarella × comosa** (*P.* **Vilhelmi** Podp.) **Bö** Lysá (P 48).

Gypsophila repens L. **Bd** Rheinweiler (E 15); **Wb** Leutkirch (E 15), Ulm (H 31); **B** Oberstdorf (P 53), Berchtesgaden (R 46); **St** Prebichl (K 68); **Kr** (P 12); **Schw** Gäbrisgebiet (S 38). *G. fastigiata* L. **Op** Tilsit (F 92), Johannisburg (F 91, K 34); **Wp** Rosenberg (P 74), Stargard (P 69); **Hc** Weimar (K 71); var. **Molsenii** Brand **Br** Frankfurt a. O., am grünen Teich (B 122). † *G. paniculata* L. **Schw** Yverdon (C 68), Zürich (N 11). † *G. muralis* L. **Sw** Hamburg (P 27); **Hc** Hautsee (B 85); **Wb** Ulm (H 31); **B** Erlangen (P 56); **St** Ponigl (F 73). † *G. elegans* M.—Bieb. **Sl** Bunzlau (S 77); **Schw** Zürich (N 11). *Tunica Saxifraga* (L.) Scop. **Ns** Pförten (A 106); **O** Steyr (F 51); **St** St. Peter—Freienstein (F 68); **Kr** (P 12); **Schw** Zürich + (N 11). *T. prolifera* L. **Wp** Löbau (L 23, P 81); **Bö** Krumau (P 9); **Schw** Val Misox (B 129, R. 34). *Dianthus* **B** (K 40). † *D. armeria* L (V 8) **Wp** Löbau (P 81); **Sw** Hamburg (P 32); **Br** Oderberg (S 106); **Ps** Alt-Boyen (V 32); var. *glabra* Klinggr. **Wp** Rosenberg (P 76). *D. barbatus* L. **Wb** Lichtenstein + (E 11), Pfullingen (E 9); **Kr** (P 12). *D. carthusianorum* L. (H 58) **P** (H 124); **Sw** Hamburg (P 33); **Wb** Ulm (H 32, 34); **Bö** Krumau (P 9); var. *Schlockii* Casp. **P** Gollnow, Stettin (H 124); var. **robustus** Podp. **Bö** Leitmeritz (P 48); ssp. *tenuifolius* Schur var. **basalticus** Dom. **Bö** Buchberg b. Stein-Teinitz (D 26). *D. Pontederae* A. Kern. **N** Braunsberg (A 74). *D. atrorubens* All. (H 58) **Kr** (P 12). *D. vaginatus* Chaix var. *pauciflorus* (Brügger) R. Keller **Schw** Bleniotal (K 1 S. 71). *D. liburnicus* Bartl. (*D. Balbisii* Ser.) **Kr** (P 12); **L** Parenz (C 2). *D. Seguieri* Vill. **Bö** Aussiger Mittelgebirge (D 36); **Schw** Misox, St. Vittore (B 129). *D. alpinus* L. **St** Heukoppe der R alpe (H 56). *D. glacialis* Haenke **Schw** Parsenner Furka (S 71). *D. deltoides* L. **N** Wien + (R 2); **St** Fürstenfeld (F 52), Wundschuh (F 63); f. *glaucus* Koch **Sw** Helkenteich (P 34); var. *foliosus* Bönningh. **Bö** Brdygebirge (D 45). *D. inodorus* (L.) (*D. silvestris* Wulf.) **St** Grasnitztal (F 78), Trifail: Bukova gora (K 47); **K** Raibler Alpen (S 2); var. *elatior* Koch **Schw** Tessin (C 22); var. *brachycalyx* Beck **Kr** (P 12). *D. plumarius* L. **N** Anninger (A 74). *D. arenarius* L. **Op** Johannisburg (F 91, K 3), Heydekrug (F 90), Tilsit (F 92); **Wp** Rosenberg (P 74). *D. Lumnitzeri* Wiesb. **N** Braunsberg (A 74). *D. superbus* L. **Op** Cruttinnen (B 94, 95), Johannisburg (F 91); **Wp** Deutsch-Krone (L 41), Steegen (P 70); Löbau (P 76, 81); **Hc** Erfurt (R 13); **B** Isargebiet (G 20); **Bö** Krumau (P 9); **St** Gleinalpe (F 58), St. Peter—Freienstein (F 68). *D. monspessulanus* L. **L** Parenzo (C 2). *D. Sternbergi* Sieber **St** Judenburg (F 79); **K** Raibleralpen (S 2). *D. hybridus* Porta [nicht *Seguieri* × *monspessulanus*] **T** Val di Ledro (H 131). *D. sanguineus* Vis. **Kr** (P 12); **L** Pola (D 21). *D. tergestinus* Rchb. **Kr** (P 12). *D. arenarius* × *carthusianorum* **Op** Johannisburg (K 4). *D. arenarius* × *deltoides* **Op** Johannisburg (K 3). *D. armeria* L. × *deltoides* L. **Ps** Alt-Boyen (V 32); **B** Weismain-Geutenreuth (V 25.) *D. vaginatus* Chaix × *inodorus* L. (*D.* **paradoxus** R. Keller) **Schw** Bleniotal: Camperio (K 19, S 71). *Vaccaria pyramidata* Fl. Wett. (*V. parviflora* Moench, *V. segetalis* Garcke) (M 47) **Sw** Hamburg (P 32); **Bd** Birkingen (L 33); **B** Nürnberg (E 29), Forst[illegible] (E 27); **Schw** Neuenburg (T 39, M 47, R 34). *Saponaria officinalis* L. **Op** Heydekrug (F 89); **Ps** Alt-Boyen (V 32); var. *alluvionalis* **Br** Berlin (A 114). *S. ocymoides* L. **Hc** Erfurt (R 9); **Wb** Eningen (E 12); **K** Plöckenpaß (K 69); **Kr** (P 12). *S. lutea* L. **Schw** Val Maggia (G 75), Val Bavona (C 28, 31, R 34). *S. pumilio* (L.) Borbás et Wohlf. (*Silene Pumilio* L.) **St** Ruprechtseck i. d. Tauern (H 56). *Cucubalus baccifer* L. **Wp** Löbau (P 81); **B** (P 53), Bamberg (S 123); **St** Puntigam (F 66); **K** Klagenfurt: Eberndorf (S 2). *Silene gallica* L. **Os** Dresden (S 59); **E** Haie—Richeval (B 10). *S. dichotoma* Ehrh. (L 49) **Op** Rosenberg (G 59); **Wp** Danzig (K 5), Löbau, (P 76), Neidenburg (H 103), Putzig (P 77), Danziger Niederung (P 75). Stargard (P 69); **Me** (K 38), Schwerin (T 25); **Sw** Hamburg-Poppenbüttel (P 34); **Br** Wriezen (A 115), Frankfurt (H 121); **Ps** Alt-Boyen (V 32); **Hc** Erfurt (R 13), Eisleben (H 37); **Bd** Freiburg, Eppelheim, Wiesloch—Walldorf (F 85); **Wb** Waldmannshofen (E 9), Ulm (H 33); **M** Brünn (K 73), Stettenhof (L 9); **Schw** Zürich (N 11). *S. italica* (L.) Pers. **Schw** Zürich (N 11). *S. nemoralis* W. et K. **St** Gösting b. Graz (H 56). *S. nutans* L. **Op** Tilsit (F 92); **Sw** Hamburg + (P 36); **Ps** Alt-Boyen (V 32); **St** Geißberg bei

Graz (F 66), Kaltenbuchgraben b. Spital a. S. (H 55); var. **acaulis** R. Keller **Schw** Bleniotal: Olivone (K 19); var. **erecta** Murr **T** Innsbruck (M 98); var. *rosea* Pacher et Jaborn. **T** Monte Altissimo di Nago (M 43). *S. chlorantha* Ehrh. **Op** Neidenburg (H 103). *S. tatarica* Pers. **Op** Heydekrug (F 89), Rosenberg (P 76); **Wp** Steegen (P 70), Löbau (P 81). *S. otites* (L.) Sm. **Op** Johannisburg (K 3, 4); **Ns** Wangeroog (F 37). *S. vulgaris* Garcke (*S. venosa* Aschers., *S. inflata* Sm.) **Ps** Schubin (M 64), Alt-Boyen (V 32); var. *glareosa* Jord. **K** Raibl: Königsberg (S 2); var. *angustifolia* Koch **Sw** Hamburg (P 32). *S. alpina* Thomas **N** Heßhütte (A 94); **K** Obir (S 2); **Schw** Wallis (P 6). † *S. conica* L. **Wp** Putzig (P 77); **Sw** Wandsbeck (P 35); **Br** Greifenberg (A 115), Frankfurt (B 121). *S. armeria* L. **Op** Heydekrug (F 89), Johannisburg (F 91); **Ms** Zweibücken (T 42); **Bd** Freiburg (H 128); **Schw** Zürich (N 11). *S. rupestris* L. **Bd** mehrfach (L 33); **Wb** (E 15); **T** Trins (F 51); **Schw** Sihlwald (N 7). *S. acaulis* L. **K** Wischberg (S 2); var. *pedunculata* All. **K** Obir (S 2); var. *elongata* Bell. **Schw** Verzascatal (C 27, R 34); sspec. *pannonica* Vierh. **T** Seejöchl, Patscherkofel (H 14). *S. exscapa* All. **Schw** Chanrion, Gornergrat (S 72), Berner Oberland (F 25), Verzasca (C 26). † *S. saponariifolia* Schott **Sw** Hamburg (P 32); **Os** Dresden (S 61). † *S. pendula* L. **Schw** Zürich (N 11). *S. multiflora* Pers. **N** Lassee i. M. (T 1). *S. dalmatica* Scheele (*S. fruticulosa* auct., *S. clavata* Fl. Austr.-Hung., *S. saxifraga* W. et K. non L., *S. Kitaibelii* Vis.) **St** (H 50). *Heliosperma quadrifidum* (L.) A. Br. (*Silene quadrifida* L.) **Kr** (P 16); **Schw** St. Gallen (S 38). *H. alpestre* (Jacq.) A. Br. (*Silene alpestris* Jacq.) **Kr** (P 16). *H. pusillum* (W. et K.) Schur (*Silene pusilla* W. et K.) **Kr** (P 16). *H. eriophorum* Juratzka **St** Graschnitztal (F 78); **Kr** (P 16). *H. glutinosum* (Zois) Rchb. (*Silene glutinosa* Zois) **St, Kr, L, T** (D 11). *Viscaria viscosa* (Gil.) Archers. (*V. purpurea* Wimm., *V. vulgaris* Roehl.) **Op** Tilsit (F 92); **Br** Frankfurt (B 121); **Wb** Ulm (H 31); **St** Murau (H 56). † *Lychnis coeli rosa* (L.) Desr. **Schw** Zürich (N 11). *Melandryum noctiflorum* (L). Fries (*Silene noctiflora* L.) **Wp** Danziger Niederung (P 75); **Ps** Alt-Boyen (V 32). *M. album* (Mill.) Garcke **St** St. Peter—Freienstein (F 68). *M. rubrum* (Weigel) Garcke **Op** Tilsit (F 92), Johannisburg (F 91), Heydekrug (F 89); **Hc** Schmalwassergrund (O 7); **St** Sachsenfeld (F 68). *Agrostemma Githago* L. **Kr** (P 12).

Sagina ciliata Fries **Schw** Zürich (S 27, 67), Glattfelden (N 7); + var. **echinosperma** Thell. **Schw** Zürich (N 11). *S. apetala* Ard. mit var. **rosulata** Thell. u. var. **leiosperma** Thell. **Schw** Zürich (S 27), (N 11). *S. Linnaei* Presl **Bd** Schauinsland, Belchen, Feldberg, Schluchsee (E 15); **Wb** Freudenstadt, Wangen (E 15); **B** Berchtesgaden (R 46), Guglöd (P 53), Bayerischer Wald (P 27): **Schw** Sarine (B 20), Züricher Oberland (N 7). S. *subulata* (Sw.) Torrey et Gray **Sw** Hamburg: Hövede (P 34). *S. nodosa* (L.) Fenzl **Ns** Langeroog (F 37); **Os** Voigtland (S 61): **Hc** Eichsfeld (R 52): **Wb** Schwenningen (E 9); **B** Artelshofen (S 123): **Schw** Neuenburger See (T 39), Solothurn (L 50), Monte Racine (R 34), Prefasgier—Tène (T 34); f. *moniliformis* Lange **Sw** Hamburg (P 33): var. *pubescens* Koch **Ns** Ilmenaugebiet (P 38). *Spergula arvensis* L. **Ns** Norderney (S 12): **Schw** Neuenburg (T 39). *Sp. pentandra* L. **Sw** Hamburg (P 33); **Ms** Zweibrücken (T 42); **B** Nürnberg (S 123). *Sp. Morisonii* Boreau **Op** Johannesburg (K 4): **Ps** Alt-Boyen (V 32). *Sp. rubra* Presl (*Sp. campestris* Aschers.): **Op** Heydekrug (F 90); **Hc** Erfurt (R 52); **Schw** Saillon (B 67), Zürich (S 27), Solothurn (L 50). *Sp. salina* Presl **Mr** Dürkheim (J 34); var. *heterosperma* (Guss.) **Ps** Schubin (M 64). *Sp. marginata* (DC.) Kittel **Ns** Norderney (S 12). *Honckenya peploides* (L.) Ehrh. (*Halianthus peploides* Fries) **Op** Heydekrug (F 89); **Sw** Röm, Föhr (R 16). *Alsine aretioides* M. et K. (*A. octandra* M. et K.) **B** Berchtesgaden (R 46); **St** Sinabell b. Schladming (H 56). *A. cherlerioides* Hoppe **T** Windischmatrei (F 51). *A. stricta* (Sw.) Wahlenb. **Schw** Vraconnaz (T 39), (R 34). *A. biflora* (L.) Wahlenb. **Schw** Hochwang 2470 m (S 67), Graubünden (B 129). *A. laricifolia* (L.) Wahlenb. **N** Gutenstein (F 51): **St** Buchbergtal (F 51, K 68). *A. austriaca* (Jacq.) M. et K. **St** Aussee (K 68): **Kr** (P 12). *A. verna* (L.) Bartl. **N** Türkenschanze b. Wien (F 51); **K** Raibleralpen (S 2). *A. decandra* (Rchb.) **T** Tarntaler Köpfe, Achental, Hühnerspiel, Dolomiten (M 101). *A. recurva* (All.) Wahlenb. **T** Ahrntal (F 51): **Schw** Verzasca (C 26). *A. setacea* (Thuill.). M. et K. **N** Felixdorf, Wiener Neustadt (F 51); **St** Peggauer Wand (H 56). *A. mucronata* L. **Schw** Wallis (P 6). *A. densiflora* Vis. (*Sabulina mediterranea* Rchb., *A. mucronata* Rigo) **L** Pola (M 81): **T** Ala (M 104). *A. Jaquinii* Koch **Bd** Klein Kems (F 85); **B** Isargebiet (G 20); **Schw** Neuenburg (T 39). *A. Funkii* Jord. (*A. Jacquinii* var. *tridentina* Murr) **T** Trient (D 21). *A. tenuifolia* (L.). Crantz, Wahlenb. **Schw** Solothurn (L 50). *A. viscosa* Schreb. **Sw** Brunsmark (P 35); **B** Nürnberg (S 123); **N** Pulkau— Horn—Maria Dreieichen (K 16). *A. liniflora* (Murr) Hegetschw. **Kr** (P 12), Vremščica (J 55), Sava (F 51). *A. striata* (L.) Gren. **T** Meran: Naiftal (M 106). *A. sedoides* (L.) F. Schultz (*A. Cherleri* Fenzl) **B** Berchtesgaden (R 46); var. **ciliata** Huter **T** Sexten, Kerschbaumeralpe (H 131). *Moehringia muscosa* L. **St** St. Johann (F. 78); **Kr** (P 12). *M. bavarica* (L.) Fenzl **T** Deutschmelz, Salurn, Ponale, Riva (H 46). *M. polygonoides* M. et K. (*M. ciliata* DT) **K** Raibl: Ganswurzgraben (S 2):

Kr (P 12); **Schw** Freiburg (J 31). *M. villosa* (Wulf.) Fenzl u. var. *glabrescens* Freyer **Kr** (F 12). *M. diversifolia* Dolliner **St** (D 6): Teigitschgraben (K 52), Krems a. d. Kainach (F 55), Kainachenge b. Krems (F 66); **K, Kr** (D 6). *M. trinervia* (L.) Clairv. **S** Attersee–Mondsee (V 9); **Kr** (P 12). *M. Tommasinii* Marches. **L** Triest etc. (H 46). **M. Malyi** Hayek **St** (H 46),Peggau (F 55), Gratwein (F 57). Peggauer Wand b. Peggau (F 66). *M. glaucovirens* Bertol. (*M. glauca* Leyb.) **T** Dürrensee (H 131). **M. bavarica × muscosa (M. coronensis** Behrendsen) **T** Monte Baldo [Madonna di Corona] (B. 51). *M. ciliata × muscosa (M. hybrida* Kern.) **T** Halltal 1100 m (H 19), Gschnitz (D 21), Trins, Geislerspitze (H 14). *Arenaria Marchlinsii* Koch **Schw** Tessin (C 31). *A. serpyllifolia* L. **Kr** (P 12); var. *viscida* Lois. **E** Vogesen (J 45). *A. leptoclados* Rchb- **Sw** Davenstedt (B 125). *A. ciliata* L. **N** Hesshütte (A 94); **Kr** (P 12); var. *frigida* Koch **K** Ober-Fischbachalpe (S 2). *A. biflora* L. **St** Hochwildstelle i. d. Tauern (H 56); **Schw** Verzasca (C 26), Wallis (P 6). *A. jugensis* Genty (1885), (*A. jurana* Genty olim) **V** Seesaplana, St. Rochus (M. 98). *A. graminifolia* Schrad. var. *parviflora* **Op** Johannisburg (K 4). *Holosteum umbellatum* L. **Ps** (P 28); **Kr** (P 12); **Schw** Aarbur (T 39). *H. Heuffelii* Wierzb. **St** Gösting, Gratwein—Stübing (F 82). *Stellaria nemorum* L. **Hc** Tambach—Tambuch (O 7); **Mr** Zweibrücken (T 42); **O** Linz (F 51); **Schw** Sarine (B 20). *St. media* Cyr. f. **bracteata** P. Junge **Sw** Hamburg (J 48); f. *neglecta* Weihe **Sw** Hamburg (P 33); f. *apetala* Döll **Sw** Travemünde (P 34). *St. pallida* (Dumort.) Piré **Wp** Weichselgelände (S 50, 53), Stargard (K 38) **Br** (S 105); **Schw** Riddes (B 67). *St. bulbosa* Wulf. **Kr** (P 12). *St. Holostea* L. **Kr** (P 12): **Schw** Pontarlier — Val de la Loue (T 39, R 34). *St. glauca* With. **Hc** Halle (F 28); **Wb** Eningen (E 12); **B** Nürnberg (G 66); var. *parviflora* Nolte **Sw** Lübeck (P 34). *St. graminea* f. *decipiens* **Wp** Stargard (P 72); var. *Dilleniana* Beck **Schw** Tessin (C 30); var. *macropetala* O. Kuntze **Bö** Aussiger Mittelgebirge (D 36); var. **strictior** Domin **Bö** Aussiger Mittelgebirge (D 36). *St. Friese* Ser. **Op** Tilsit (F 92), Heydekrug (F 89), Johannisburg (K 4). *St. uliginosa* Murr. **Op** Tilsit (F 92); **O** Aistersheim (F 51): **S** Salzburg (F 51); **St** Stiftingtal b. Graz (F 82); **Schw** Verzasca (C 27, R 34); var. *glacialis* Lagg. **Schw** Tessin (C 30). *St. crassifolia* Ehrh. **Op** Johannisburg (K 4); **Wp** Löbau (P 81); **Ps** Alt-Boyen (V 32). *Moenchia* (W 41). *M. erecta* (L.) Fl. Wett. (*M. quaternella* Ehrh.) **Mr** Zweibrücken (T 42); **Bd** Odenwald (B 133). *M. mantica* (L.) Bartl. **St** Graz: Murufer (K 59); **Schw** Locarno, Taverne. Cent (C 18). *Malachium aquaticum* (L.) Fries **Op** Heydekrug (F 89). *Cerastium* L. **B** (M 55): **Schw** (K 12, R 34). *C. viscosum* L. **O**

Aistersheim (F 51); **St** Graz, hfg. (F 82); **Schw** Aclens (C 61). *C. glomeratum* Thuill. **Op** Wartnicken (A 12), Sarkau (T 19, 20), Johannisburg (K 4); **Ms** Zweibrücken (T 42). *C. brachypetalum* Desp. **Wp** Weichselgelände (S 53); **Ms** Zweibrücken (T 42); **Hc** Thüringen (R 51); **B** Bayerischer Wald (P 27); **St** Puntigam (F 82). *C. tauricum* Spreng. **St** Wildoner Buchkogel b. Graz (F 62), Rosenberg b. Graz, Autal, Gösting, Wildon, Voitsberg, Bruck a. d. Mur (F 82); **Schw** Aclens (C 61). *C. semidecandrum* L. **B** Bayerischer Wald (P 27); **St** Puntigam, Stübing, Gratwein (F 82); **Schw** Zürich (S 67). *C. glutinosum* Fries **Hc** Thüringen (R 51); **Schw** Wallis (P 6). *C. obscurum* Chaub. (olim *glutinosum* var. **agricola** Murr u. *glutinosum* × *semidecandrum*) **O** Mödling (F 51); **T** Trient (M 101). *C. pallens* F. Schulz **T** Caldonazzo-See (M 79); **Schw** Glattfelden (N 7), Andelfingen, Dachsen b. Zürich (S 67), (N 4). *C. vulgatum* L. f. **gracile** Hayeck **St** Schladminger Tauern (H 54). *C. campanulatum* Viv. **Schw** Zürich (N 11). *C. silvaticum* W. et K. **St** Sachsenfeld (F 68). *C. filiforme* Schleich. **T** Schneeberg (F 51). *C. uniflorum* Murith **T** Trins (F. 51); **Schw** Verzasca (C 26, 27). *C. alpinum* var. *lanatum* Lam. **Schw** Wallis (P 6). *C. subtriflorum* Rchb. **K** Raibl (F 51). *C. Carinthiacum* Vest **K** Loibltal (F 51) f. *lanceolatum* Rchb. **St** (H 56). *C. arvense* L. **O** Steyr (F 51); f. **lanicaulis** Podp. **Bö** Leitmeritz (P 48); var *lineare* DC. **Schw** Tessin (C 19). *C. suffruticosum* L. **T** Bozen (F 51) **Schw** Tessin (C 19). *C. rupestre* Krašan **St** Steineralpen (H 56). **C, Sturmianum** Hayek **St** Schladming (H 54). *C. arvense* × *triviale* **Hc** Weimar (T 30). *C. filiforme* × *latifolium* **S** Kaprun (H 40).

Elatine Hydropiper L. **B** Nassangerteich (V 25); **Schw** Langensee, Locarno: Riva piana (S 76, R 34). *E. hexandra* L. **B** Lonnerstadt (H 21); **Schw** Locarno: Muralto (S 76, 82). *E. alsinastrum* L. **Ns** Hannover (B 123); **B** Herzogenaurach (V 25), Hammerbach (F 27); **M** Watzenowitz (W 28).

Linum gallicum L. **Kr** (P 12). *L. viscosum* L. **B** Isargebiet (F 20); **K** Mauthen (S 2). *L. tenuifolium* L. **Hc** Thüringen (R 49); **St** Trifail (K 46); **Schw** Ems in Graubünden (B 129, R 34). † *L. angustifolium* Huds. **Schw** Zürich (N 11). † *L. usitatissimum* L. **Schw** Zürich (S 25). *L. perenne* L. **Hc** Erfurt (R 52); **B** Bamberg (S 123); **N** Lobau (H 79). *L. bavaricum* F. Schultz **B** (P 53). † *L. austriacum* L. **Br** Lossower Chaussee b. Frankfurt a. O. (A 77, 115); **Ms** Anhalt (H 101); **B** Eichstätt (V 25); **N** Aspern (D 21); **T** Valsugana-Bahn [nicht *perenne*] (M 101). *L. suecicum* **N** Heßhütte (A 94). *L. catharticum* L. **Ns** Wangeroog (F 37); var. **laeve** Rohl. **Bö** Solnice (P 45). *Radiola linoides* Gmel. **Ps** Schubin (M 64).

Malva Alcea L. **Hc** Halle (F 28); **Bö** Krumau (P 9); **St** Falkenberg (F 61); **T** Riva (F 51); var. *multidentata* Koch **Schw** Liesta (H 81), Solothurn (L 50). † *M. moschata* L. **Sw** Hamburg (P 33); **Ns** Geestemünde (P 40); **Ps** Alt-Boyen (V 32); **Hc** Erfurt (R 13); **Bd** Andelsbachtal (L 33); **B** Plech (E 27), Augsburg (W 13); **Schw** Neuenburg (T 33, 39); var. *laciniata* G. et G. **B** (P 53). *M. silvestris* L. **S** Golling (F 51); **T** Riva (F 51); var. **pendula** Jacobasc **Br** Berlin (J. 21); **Hc** Erfurt (J. 21); var. **prostrata** Jacobasch **Hc** Jena (J 21). *M. nicaeensis* All. **L** Pola (M 81); **Schw** Tessin (C 30). † *M. pusilla* Sm. (*M. borealis* Wallr.) **Bd** Freiburg (H 128); **Schw** Zürich (N 11, S 25). † *M. rotundifolia* L. **E** (J 45). *M. neglecta* Wallr. **S** Salzburg (F 51). † *M. mauritanica* L **Wp** Putzig (P 77). † *M. crispa* L. **Sw** Hamburg (P 33); **Ps** Alt-Boyen (V 32); **Schw** Zürich (N 11). **M. neglecta** Fr. × **silvestris** L. (**M. Zoernigi** Fleischer) **Bö** Skeršice (F 32); **Schw** Freiburg (J 29). *M. silvestris* × *neglecta* **Schw** Champ près d'Haute rive (S 67). † *Althaea hirsuta* L. **Bd** Freiburg (T 5), Aichen—Breitenfeld (L 32); **Wb** Brackenheim (E 10); **Schw** Zürich (N 11). *Lavatera thuringiaca* L. **Hc** Thüringen (R 49), Halle (F 28); **N** Seitenstetten (H 11); var. *protensa* G. Beck **Bö** Lysá im mittl. Elbetal (D 45). † *Hibiscus trionum* L. **E** (J 45). **B** Sendling, Deggendorf (V 20); **Schw** Zürich (N 11, S 25). † *Malop trifida* Cav. **Schw** Zürich (N 11).

Tilia grandifolia Ehrh. **L** Parenzo (C 2); **Schw** Rhaetien (B 139). *T. parviflora* Ehrh. **Ns** (B 147); **Schw** Isenfluh: Zweilutschinen (J 2 Rhaetien (B 139); var. *vitifolia* (Host) **Schw** Solothurn (L 50).

† *Citrus Aurantium* L. **E** Straßburg (L 48); **Schw** Zürich (N 11)

Hypericum **B** (B 74). *H. perforatum* L. **E** fl. sulph. (E 45). *H. humifusum* L. **Wp** Löbau (P 81), Weichselgelände (S 50, 53). **Ps** Alt-Boyen (V 32); **B** (P 53), Oberaudorf (V 20); **N** Heßhü (A 94); **Schw** Aclens (C 61); var. *decumbens* Peterm. **K** Hermag (P 85). *H. calycinum* L. **T** Arco (M 79). *H. Desetangsii* Lamot var. *genuinum* Bonnet u. var. *imperforatum* Bonnet **Schw** (S 67 Zürich (S 26), Solothurn (L 50, R 34), Solothurner Jura (P 8 *H. quadrangulum* L., var. **genuinum** Schinz **Bö** Krumau (P 9); **Kr** (P 12); **Schw** (S 67), Wallis (P 6). *H. quadrangulum* L. (*H. dub* Leers) **Schw** (S 26), incl. ssp. *punctatum* L. var. **genuinum** Schi u. var. **punctatum** Schinz und mit ssp. **erosum** Schinz var. **epunctatum** Schinz u. **punctatum** Schinz (S 26, 29), var. **erosum** Schinz **Schw** Kt. Zürich, Zug, Arth-Goldau (S 67); var. **punctatum** Schi **Schw** Oberengadin (S 67). *H. acutum* Moench (*H. quadrangu* auct. non L., *H. tetrapterum* Fries) (S 26, 29) **Bö** Krumau (P 9 **Kr** (P 12); **L** Parenzo (C 2). *H. Richeri* Vill. **Kr** (P 12); **Schw** L

Robellaz—Chasseron (T 39), Brazel (T 33). *H. pulchrum* L. **Schw** Lägern b. Zürich (N 4). *H. montanum* L. **Op** Johannisburg (K 3, 4); **Wp** Löbau (P 76); **Sw** Hamburg: Mellenburg—Altenmühle (P 35); **Br** Frankfurt (B 121); **Kr** (P 12); **Schw** Wallis (P 6). *H. elegantissimum* Crantz (*H. montanum* var. *scabrum* Koch non L., var. *scabratum* Beck) **St** Hochlantsch (B 101); **Schw** Zürichberg (B 101, S 67). *H. hirsutum* L. **Hc** Halle (F 28); **St** Pristora (F 52); **Kr** (P 12); **L** Parenzo (C 2).

Aceraceae (F 18). *Acer. Pseudoplatanus* L. **L** Parenzo (C 2); **Schw** Rhaetien (B 139); Hasliberg (F 8); var. *anomalum* Schwerin f. **distans** Rikli **Schw** Seewis in Prättigau (R 29, S 71); var. *falcatum* Murr (1902), (f. *connivens* Blonski 1903) **T** Haller Salzberg (M 80, 90). *A. opalus* Mill. (*A. opulifolium* Vill.) **L** Parenzo (C 2); **Schw** Juragebiet (M 3), Val de Ruz, Areuse (T 39, R 34). *A. campestre* L. **Ps** Alt-Boyen (V 32); **Schw** Vallée de Joux (A 116). *A. monspessulanum* L. (B 113). † *A. tataricum* L. **Sl** Canth (S 77). † *Negundo aceroides* Moench (*N. fraxinifolia* Nutt.) **Br** Frankfurt (B 121).

Vitis vinifera L. (W 40) **Ps** (A 96).

Geranium macrorhizum L. **B** Hohenstein (S 123); **K** Plöckenpaß (K 69). *G. phaeum* L. **Ns** (B 147); **B** Augsburg (W 13); **N** Seitenstetten (H 11); **St** Fürstenfeld (F 52), Judendorf fl. albo (F 55); **Schw** Pfungen b. Zürich (N 4), Neuenburg, mehrfach (T 39); ssp. *austriacum* Wiesb. **Hc** Wippra (W 12). *G. nodosum* L. **Schw** Allmann, Biel (S 67), Fischental (N 7). *G. silvaticum* L. **Op** Wartnicken (A 12); **Ps** Alt-Boyen (V 32); **T** Sterzing (F 51); f. *eglandulosum* Čelak. **Op** Alletal (A 23); **N** Achner Wasserfall (H 8). *G. pratense* L. **Ps** Schubin (M 64); **Bd** Steinatal (L 32); Freiburg (T 5); **N** Herzogenburg (F 51); **St** St. Peter—Freienstein (F 68); **Schw** Stammheim b. Zürich (N 4). *G. rivulare* Vill. (*G. aconitifolium* L'Hérit.) **Schw** Zermatt (D 21). *G. palustre* L. **Ps** Alt-Boyen (V 32); **Hc** Halle (F 28); **St** Ponigl (F 73); **Schw** Liestal (H 81). *G. sanguineum* L. **Op** Johannisburg (F 61); **Wb** Ulm (H 32, 34); **B** (N 13), Mamming (G 18); **St** Trifail (K 46). *G. sibiricum* L. **N** Weidling (H 13). † *G. pyrenaicum* Burm. (1759), L. (1767) **Sw** Hoisbüttel (P 34); **Ns** 0 (B 147); **Br** Berlin (A 115); **Hc** Thüringen (R 51); **N** Wien (F 51), Seitenstetten (H 11); **St** Murböschung b. Fronleiten, Peggau, Gösting (F 66). *G. pusillum* L. **St** St. Peter—Freienstein (F 68). *G. bohemicum* L. **Schw** Wallis (P 6). † *G. dissectum* L. **Wp** Löbau (P 76); **Ns** Wangeroog (F 37); **N** Wien (R 2); var. *erectum* Patze **Wp** Danziger Niederung (P 75). *G. columbinum* L. **Op** Domnau (A 39); **Wp** Rosenberg (P 74), Weichselgelände (S 50, 53), Löbau (P 76); **Ps** Alt-Boyen (V 32). *G. rotundifolium* L. **St** Peggau (F 80). *G. molle* L. **Wb** Ulm (H 31); **St** Peggau (F 55, 66); f. **corymbifera** J. Schmidt **Sw** Hamburg (P 33). † *G. lucidum* L. **B** (P 53); **M** Stramberg (P 46); **Schw** Boltigen (A 76), Hauterive (T 34). *G. divaricatum* Ehrh. **Os** Meissen (S 59, 61). *G. purpureum* L. **T** Riva (F 51). **G. molle × pyrenaicum** (**G. luganense** Chenev.) **Schw** Tessin (C 22, S 71). *Erodium* (B 140). *E. cicutarium* (L.) L'Hérit. **Schw** Zürich (S 25, 27), Berner Oberland (F 25). † *E. moschatum* (L.) L'Hérit. **Schw** Zürich (N 11).

† *Tropaeolum majus* L. **Schw** Zürich (N 11).

Impatiens noli tangere L. **Op** Heydekrug (F 89); **Ps** Alt-Boyen (V 32); **Schw** Neuenburg (T 39), Berner Oberland (F. 25), Wallis (P 6). † *I. parviflora* DC. **Wp** Danzig (K 5); **Br** Frankfurt (B 121); **Mr** Zweibrücken (T 42); **Bö** Reichenberg (M 48); **St** Graz: Schloßberg (H 56); **Schw** Domleschg (A 76), Neuenburg (T 39, R 34), Zürich (N 11). *I. Roylei* Walp. **N** Weidling—Bachbett (G 26).

Oxalis Acetosella L. **L** Parenzo (C 2); f. *lilacina* **Sw** Hamburg (P 33); f. *rosea* Peterm. **St** Wildoner Schloßberg (F 80). † *O. stricta* L. **Op** Tilsit (F 92), Johannisburg (K 3); **B** Isargebiet (G 20); **St** Sachsenfeld (F 61), Graz (K 59); **Schw** Liestal (H 81); var. **pseudocorniculata** P. F. Schulz; **Br** Storkow (A 115). † *O. corniculata* L. **St** Graz (K 59); **Schw** Zürich (N 11); var. *tropaeoloides*: **B** Artelshofen (S 123).

† *Tribulus terrestris* L. **Sw** Hamburg (P 32).

† *Ruta graveolens* L. (*R. hortensis* Lam.); **Sl** Namslau (S 87); **B** Schwabach (S 123); **Schw** Serrières (T 39, R 34). *Dictamnus albus* L. **Hc** südl. Thüringen vielf. (E 3); **B** Oberpfälsischer Jura (S 123); **M** Pausramer Hügel (W 37); **N** Seitenstetten (H 11); **Kr** (P 16).

† *Ailanthus glandulosa* L. **Br** Freienwalde (A 114).

Staphylea pinnata L. **Bd** Hertern (L 32); **St** Pistova (F 78); **Kr** (P 16); **L** Parenzo (C 2); **Schw** Josen-Schild am Walensee (S 28, R 34). *Evonymus europaeus* L. (*E. vulgaris* Scop.); **Ps** (P 28) Alt-Boyen (V 32); **Mr** Speier (V 6); **Kr** (P 12). *E. verrucosus* Scop. **Op** Puschdorf (A 40), Johannisburg (K 3, F 91); **Wp** Stargard (P 69), Löbau (P 76); **Kr** (P 12); **L** Parenzo (C 2). *E. latifolius* Scop. **B** (P 53); **Kr** (P 12); **Schw** Berner Oberland (F 25).

Paliurus australis Gaertn. **Kr** (P 16). *Rhamnus cathartica* L. **Op** Heydekrug (F 90); **Wp** Deutsch-Krone (L 41); **Kr** (P 16); var. **ambigua** Murr **T** Avio, Nomi, Trient (M 90). *Rh. saxatilis* Jacq. **B** (P 53); **St** Trifail (K 46). *Rh. fallax* Boiss. **St** Sulzbach (H 56); **Kr** (P 16). *Rh. alpinus* L. **Schw** Berner Oberland (F 25).

Rh. pumilus L. **B** Berchtesgaden (R 46); **St** Aussee (H 56); **Kr** (P 16); var **prunifolia** Murr **T** Gossensaß (M 80). *Rh. Alaternus* L. (*Rh. Clusii* G. et G.) [nicht *Phillyrea spinosa* olim!]; **T** Arco (M 101), (D 21). *Rh. rupestris* Scop. **Kr** Divacca (F 51); **L** Parenzo (C 2).

Cotinus Coggygria Scop. (*Rhus Cotinus* L.) **St** Trifail (K 46). *Rh. Toxicodendron* L. **Ns** Hannover: Bersenbrück (B 125); var. *radiata* **Hc** Königsberg b. Wetzlar (R 6). *Rh. typhina* L. **Wb** Kirchberg a. Jagst (E. 9).

Genista decumbens Durande (*Cytisus decumbens* Walp., *G. Halleri* Reynier) **Schw** Neuenburger Jura: Montcherand, Lignerolles, Baulmes (P 62, 63, R 34), Près-Rolliers (T 33), Ecrenaz, la Tourne (T 39). *G. pedunculata* L'Hérit. **Schw** Juragebiet (M 23). † *Ulex europaeus* L. **Br** Frankfurt (A 115); **Hc** Hildburghausen (E 3); **Mr** Zweibrücken (T 42). *Sarothamnus scoparius* (L.) Wimm. (*S. vulgaris* Wimm.) **Op** Tilsit (F 92); **Sw** Süderhaff (R 16); **Ps** Alt-Boyen (V 32); **Hc** Ballstadt (R 52); **E** (J 45); **B** (N 13); **Schw** Niederweningen (S 67), Bassersdorf (N 4). *G. pilosa* L. **St** St. Peter-Freienstein (F 61); **Kr** (P 12); **Schw** Tessin (C 22), San Giorgio, Porto Ceresio (S 67). *G. tinctoria* L. **Wp** Bohnsack (A 93), Rosenberg (P 74), Löbau (P 76). *G. germanica* L. **Wp** Weichselgelände (S 50, 53); **Ns** Osnabrück (M 68); **Mr** Zweibrücken (T 42); **Kr** (P 12); **Schw** Barthélemy b. La Brévine (T 39, R 34); var. *inermis* Koch **K** Plöcken (S 2); var. **insubrica** R. Keller **Schw** Bleniotal: Largario—S. Valentino (K 19, S 71). *G. triangularis* Kit. **St** Trifail (K 46); **Kr** (P 12). *Cytisus Laburnum* L. **Mr** Zweibrücken (T 42); **Schw** Gorges de l'Areuse (T 40). † *C. alpinus* Miller (*C. Laburnum alpinum* (Mill.) Griseb.) **St** Steineralpen: Klemensik-Alpe (H 56); **Schw** Puits à Godet, Chaumont † (T 40). *C. nigricans* L. **St** Sachsenfeld (F 61); **K** Raibl: Predilstraße (S 2); **Kr** (P 12); var. *australis* Kern. **Kr** (P 12). *C. austriacus* L. **M** Czeitsch (W 28); **N** Braunsberg (A 74), Würnitz—Hetzmannsdorf (D 21). *C. supinus* L. **M** Wlkosch (W 28). *C. hirsutus* L. **M** Kiritein (W 33); **St** Kirchdorf (F 80), Gratwein (F 61). *C. Ratisbonnensis* Schaeff. **Op** Neidenburg (H 103); **M** Bohuslawitz, Wacenowitz, Wlkosch (W 28). *C. purpureus* Scop. **Kr** (P 12). *C. sagittalis* (L.) M. et K. **St** Seckau, Hochenegg (H 56); **Kr** (P 12). *C. diffusus* (Willd.) Vis. (*Genista diffusa* Willd.) **Kr** (P 12). *C. leucotrichus* Schur (1860), (*C. aggregatus* Borbás) **M** Bisenz, Jeschow, Wlkosch (W 39). *C. Pseudo-Rochelii* Fink **M** Brünn, Polauer Berge (W 39). *C. austriacus* × *supinus* **M** Wlkosch, Zadowitz, Jeschow, Zerawitz (W 28). *C. capitatus* Jacq. × *prostratus* Scop. ? **K** Plöcken (S 2). † *Lupinus coeruleus* **M** Wermsdorf (L 9). † *L. albus* L. **Schw** Zürich (N 11). † *L. luteus* L. **Bö** Reichenberg

(M 48). † *L. polyphyllus* Lindl. **Op** Johannisburg (F 91); **Br** Oderberg (A 115, S 106); **Hc** Eisenach (B 85); **B** Wilzhofen (V 25). *Ononis spinosa* L. **Schw** Tessin (C 19). *O. arvensis* L. **Op** Heydekrug (F 89, 90). *O. repens* L. **Ns** Norderney (S 12); **Ms** Speier (V 6). *O. hircina* Jacq. **St** Neukirchen (H 56). *O. rotundifolia* L. **Schw** Waadter Jura: Orbe (P 62), Calfreisental: Schaufigg (S 67), Praden, Landwassertal (B 129), Talein b. Trammis (B 130). *O. reclinata* L. **T** Loppio, Mori (M 104). *Anthyllis Vulneraria* L. **Wp** Deutsch-Krone (L 41); **Sw** Cuxhaven (P 41); **Ms** Speier (V 6); var. *aurea* **Op** Neidenburg (H 103); var. *rubriflora* Ser. **Schw** Misox (B 129). *A. affinis* Britt. **St** Altenmarkt a. d. Enns, Söchau (H 56); **K** Klagenfurt (B 56). *A. alpestris* Kit. **K** Raibleralpen (S 2); **Schw** Tweralpspitze (S 27); var. *pallidiflora* (Jord.) Kern. **T** Gavardina (D 21). *A. Jacquinii* Kern. **N** Föhrenkogel (A 80); **Kr** (P 12). *Medicago sativa* L. **Op** Heydekrug (F 89); **Kr** (P 12). *M. falcata* L. **Ns** Geestemünde + (P 40); **Kr** (P 12); **Schw** Neuenburg (T 40); f. **elegans** Podp. **Bö** Prag: Dvorce (P 48); var. *stenophylla* **R** Hilden (H 5). † *M. varia* Mart. (*M. media* Pers., *M. falcata* × *sativa*) **Sw** Hamburg (P 32); **K** Tarvis (B 56); **Kr** (P 12); **Schw** Yverdon (C 68). *M. prostrata* Jacq. **Kr** (P 12); **T** Arco (M 98). *M. lupulina* L. **Kr** (P 12); var. *Willdenowii* Bönningh. **Op** Tilsit (F 92). **Schw** Walenstadtberg (S 28), Tessin (C 31), Airolo (C 30); var. *stipularis* Wallr. **Sw** Hamburg (P 33); monstr. *corymbifera* Schmidt (*corymbosa* Ser.) **Hc** Eisleben (H 37). † *M. orbicularis* L. **Sw** Hamburg (P 33). † *M. tuberculata* Willd. **Schw** Zürich (N 11). *M. litoralis* Rohde **L** Pola (M 81); **Schw** Zürich (N 11): var. *cylindrica* (DC.) Urban **Schw** Zürich (N 11). † *M. arabica* (L.) All. (*M. maculata* Willd.) **Sw** Wandsbeck (P 35); **Br** Müncheberg (A 115); **Os** Gersdorf (S 58); **Schw** Wasserfels—Fischertal (S 27), Zürich (N 11). *M. minima* L. **Me** Neubrandenburg (K 38); **Sw** Hamburg (P 33); **Os** Meißen (S 61); **Bd** Küssaburg (L 32); **St** Judenburg (F 61); **Kr** (P 12); var. *mollissima* Spr. **Schw** Aclens (C 61). † *M. apiculata* (Willd.); **E** (J 45); **Schw** Zürich (N 11). † *M. hispida* Gaertn. **Br** Frankfurt (A 115); **Schw** Zürich (N 11). † *M. denticulata* Willd. **Sw** Wandsbeck (P 35); **E** (J 45) **T** Arco (M 101): **Schw** Zürich (N 11). *M. carstiensis* Wulf. **K** Plöcken (S 2): **Kr** (P 12). † *M. intertexta* (L.) Mill. **Schw** Zürich (N 11). *Trigonella* (S 100). † *T. coerulea* (L.) Ser. (*Melilotus coeruleus* Lam.) (S 100): **Wp** Danzig (H 83): **Wb** Ulm (H 31); **St** Judenburg (F 61). † *T. foenum graecum* L. **N** Kirchstätten (T 1); **Schw** Basel (B 81). † *T. monspeliaca* L. **M** Rothigel (W 39), Kromau (W 33). *Melilotus* (B 102). *M. dentatus* (W. et K.) Pers. **Hc** Halle (F 28), Eisleben

(H 37). *M. albus* Desr. **Ns** Borkum (S 131); **Kr** (P 12). † var. *arboreus* Castagne **Br** Berlin (S 105). *M. officinalis* (L.) Desr. **Ns** Borkum (S 131); **Ps** Alt-Boyen (V 32); **Kr** (P 12); † var. *micranthus* O. E. Schulz **Br** Berlin (S 105, A 115). † *M. indicus* (L.) All. **Schw** Zürich (N 11). *M. italicus* Desr. **Hc** Erfurt (R 9). † *M. Wolgicus* Poiret (*M. Ruthenicus* M.-B.) **Sw** Lauenburg (P 34); **Br** Berlin (S 105). † *M. sulcatus* Desf. **Schw** Zürich (N 11). † *M. albus* × *arborescens* **Br** Berlin (A 115). † *Trifolium pallidum* W. et K. **Schw** Zürich (N 11). *T. pratense* L. **Hc** Erfurt (R 13); **Kr** (P 16). f. *intricatum* Nolte **Sw** Hamburg (P 33); f. **albicans** Domin; **Bö** Stěchovice (D 26); var. *villosum* Wahlenb. **Sw** Hamburg (P 33); var. *brachystylum* Knaf (var. *pedicellatum* Hausskn.) **Hc** Eisleben (H 37). *T. medium* L. **S** Salzburg (F 51); f. *eriocalycinum* Hausskn. **Sl** Bunzlau (S 79). *T. alpestre* L. **Wb** Ulm (H 31); **B** Bayerischer Wald (P 27); **Kr** (P 16). *T. rubens* L. **Op** Neidenburg (H 103), Johannisburg (K 4); **Wp** Weichselgelände (S 50, 53), Löbau (P 81); **Sw** Wandsbeck (P 35); **Bd** Detzeln (L 33); **Wb** Ulm (H 32, 34). *T. ochroleucum* L. **Os** Pirna (S 58); **Bd** Murg, Schwörstadt, Brennet (L 32); **Wb** Ohmenhausen (E 11); **St** Gratwein (F 64); **Kr** (P 16); **Schw** Wavre (T 34). † *T. alexandrinum* L. **E** Straßburg (L 47). † *T. stellatum* L. **Schw** Chur: Maladerserstraße (A 76, B 129, R 34), Zürich (N 11). *T. incarnatum* L. **St** Stiftingtal (F 68); **Kr** (P 16); var. *Molinieri* **E** Rheinebene (J 45); *elatius* Gib. et Belli **St** Herchenegg (H 56). † *T. angustifolium* L. **Schw** Zürich (N 11). † *T. lappaceum* L. **Bd** Freiburg (F 85); **Schw** Zürich (N 11). *T. arvense* L. **Kr** (P 16); f. *gracile* Thuill. **Sl** Grünberg (S 79). † *T. striatum* L. **Os** Mühlberg (S 59); **Schw** Zürich (N 11). † *T. scabrum* L. **E** Rudemont, Arnaville—Novéant (B 10); **Kr** (P 16); **Schw** Zürich (N 11). *T. subterraneum* L. **L** Pola (M 81); **Schw** Zürich + (N 11). *T. fragiferum* L. **Wp** Linau (L 46), Löbau (P 76); **P** Thiessow a. Rügen (G 71); **Bd** Birkingen (L 33); **Wb** Pfullingen (E 9); **B** Grafrath, Niederndorf (V 20); **N** Würnitz (D 21). † *T. resupinatum* L. **Bd** Freiburg: Baseler Landstraße (F 85); **Schw** Zürich (N 11). *T. montanum* L. **Ps** Alt-Boyen (V 32); **Mr** Speier (V 6); **Wb** Ulm (H 32); **Kr** (P 16); f. **microcephalum** Podp. **Bö** Prag: Michle (P 48); f. **macrocephalum** Tocl in sched. **Bö** Winterberg im Böhmerwald (D 43, 45). *T. repens* L. **Kr** (P 16). *T. pallescens* Schreb. **K** Obere Fischbachalpe (S 2). *T. nigrescens* Viv. **L** Pola (D 21); † var. *polyanthemum* (Ten.) **Schw** Zürich (N 11). *T. hybridum* L. **Sw** Röm (J 1); **Mr** Speier (V 6); **Wb** Pfullingen (E 9); **Kr** (P 16); **Schw** Neuenburg (T 40), Vallée de Joux (A 17), Zürich (S 25). † *T. elegans* Savi. **Mr** Speier (V 6); **Bd** Freiburg (T 5); **T** Innsbruck

(M 79); **Schw** Zürich (S 25, N 11), Mt. Sierre (B 67): var. *int*-
cedens Gremli ined. **Schw** Solothurn (L 50). *T. spadiceum* L. **Op**
Heydekrug (F 89, 90); **Sw** Hamburg (P 33); **St** Gaishorn (H 56.
T. badium Schreb. **St** St. Peter b. Graz (F 47), Prebichl (K 6
Schw Chasserel, haut de Combe Biosse (T 40), Scheidegg (N 4,
St. Gallen (S 38). *T. aureum* Pollich. **Ms** Speier (V 6); **Kr** (P 16
T. campestre Schreb. **Kr** (P 16). † *T. patens* Schreb. **St** Hilmtei-
anlagen b. Graz, Marburg, Pragerhof (F 66); **Kr** (P 16): **Schw**
Boltigen (A 76), Berner Oberland (F 25), Zürich (N 11). ?† *T.*
diffusum Ehrh. **Schw** Zürich (N 11). † *T. echinatum* M.-Bieb. **Schw**
Zürich (N 11). † *T. maritimum* Huds. **Schw** Zürich (N 11). † *T.*
Michelianum Savi **Schw** Zürich (N 11). † *T. squarrosum* L. **Schw**
Zürich (N 11). † *T. supinum* Savi **E** Straßburg (L 47). † *T. x*
cephalum Fenzl **Schw** Zürich (N 11). *Dorycnium* (R 26). *D. suffru*-
cosum Vill. (*D. germanicum* Gremli, *D. decumbens* Jord.): **B** (P 5
Isargebiet (G 20); **Bö** Prag: Maniny (D 45); **Kr** (P 16): **Schw**
Pizzalun (B 129). *D. herbaceum* Vill. **St** Sachsenfeld (F 61): **Kr**
(P 16). † *D. hirsutum* (L.) Ser. (*Bonjeania hirsuta* Rchb.): **Schw**
Zürich (N 11). *Lotus corniculatus* L. **Ns** Langeroog (F 37): va
ciliatus Koch. **Ps** Jersitz (P 28). *L. villosus* Thuill. **Ps** Jersitz (P 2
L. tenuifolius L. **Ps** Schubin (M 64), Pudewitz (P 28): **Bd** Freibu
(T 5); **Schw** Zürich + (N 11). *L. uliginosus* Schkuhr **Op** Tilsit (F 92
var. *vestitus* Lange **Sw** Hamburg (P 33). † *L. tenuis* W. et
Schw Neuenburg (T 40). *Tetragonolobus siliquosus* (L.): **Mr** Sp
(V 6); **B** Regensburg (P 53), Windsheim (S 123); **N** Lobau (A 7
Kr (P 12); **Schw** Weiningen (N 7), Irchel, Flaach b. Zürich (N 4
† *Galega officinalis* L. **Kr** (P 12); **Schw** Zürich (N 11). *Col*
arborescens L. **Hc** Thüringen + (R 49); **Kr** (P 12); **Schw** Neuenb
(T 40), Zürich + (N 11), Liestal + (H 81). *Robinia Pseudaca* L.
Ns (B 147); **Ps** Unterberg—Seeberg (P 28); **Schw** Sottocenere (S 6
Oxytropis Halleri Bunge. **Schw** Monte Vago (B 130). *O. campestr* L.
St Girbitzkogel b. Obdach (H 56); var. *sordida* Gaud. **Schw** Va
du Dix (P 5). *O. pilosa* (L.) DC. **Op** Cruttinnen (B 94, 95), Re
(A 20), Neidenburg (H 103), Johannesburg (K 3, 4): **Wp** Weich
gelände (S 53), Löbau (L 24); **Br** Krähenberg (S 106): **Hc** Halle (F
Weimar (K 71); **B** Oberaudorf (V 20): **N** Oberweiden i. M. (T 1): **Schw**
Wallis (P 6). *O. lapponica* (Wahlenb.) Gay **Schw** Tessin (C 31). Walli
(P 6), Piz Curvès, Piz Beverin (B 130), Morasco, Pommat (S 7
O. montana (L.) DC. **Kr** (P 12); **T** **Schw** (H 131): var. *sericea* Ga
Schw Freiburg (J 29). *O. neglecta* Gay (*O. Gaudini* Bunge) **Schw**
Mont Cenis (H 131). *O. triflora* Hoppe **T** Kals: Fiegerhorn (H 13
O. carinthiaca Fischer-Ooster (*O. Jacquinii* Bunge) **N** **St** (H 131) **K** R

(H 131), Plöckenpaß (K 69); **T** Val Vestino, Monte Tombea, Indicarien, Monte Bondol (H 131). *Astragalus frigidus* (L.) DC. **St** Gregerlnock b. Turrach (H 56). *A. penduliflorus* Lam. (*A. alpinus* L.) **St** Gregerlnock b. Turrach (H 56); **Schw** Freiburg (J 30). *A. australis* (L.) Lam., var. **canescens** Vacc. u. **balmaeus** Beauv. **Schw** La Balme: Col de Fenetre [ital.] (B 17, S 71). *A. alpinus* L. var. **albiflorus** Hellw. **T** Ancisajoch in Gröden (H 131); var. **erectus** Steiger **Schw** Vals (S 152). *A. austriacus* Jacq. **N** Eichkogel b. Mödling (D 21). *A. danicus* Retz. (*A. hypoglottis* L. inkl. *polyspermus* Abromeit) **Hc** Ballstadt (R 52), Saalebezirk (S 98), Halle (F 28): **N** Türkenschanze b. Wien (V 9). *A. Onobrychis* L. **N** Seitenstetten (H 11), Olberndorf (D 21); **Schw** Rote Platten (B 130), Kaltbrunnertobel (B 129). *A. Murrii* Huter **T** Silltal b. Schönberg (H 131). *A. arenarius* L. **Op** Tilsit (F 92), Heydekrug (F 89); **B** Wendelstein (E 27). *A. sulcatus* L. **N** Schwechat b. Wien (D 21). *A. vesicarius* L. **N** Jetzelsdorf b. Oberhollabrunn (F 3), Braunsberg (A 74). *A. Cicer* L. **Wp** Stargard (P 69), Löbau (P 81); **Me** Neubrandenburg (K 38); **Hc** Erfurt (R 13). *A. hamosus* L. **Sw** Hamburg+(P 33); **L** Pola (M 81). *A. glycyphyllos* L. **Op** Tilsit (F 92); **Mr** Speier (V 6); **St** Pistova (F 78). *A. exscapus* L. **Schw** Wallis (P 6), Isérables, Riddes (B 67). *A. monspessulanus* L. **Schw** Tessin (C 30), Belfort (B 130). *A. oroboides* Hornem. **St** Gregerlnock b. Turrach (H 56); **K** Ködnitztal (H 131); **T** Kals a. Großglockner (H 131). *Scorpiurus subvillosus* L. **L** Pola (M 81). *Coronilla Emerus* L. **Bd** mehrfach (L 33); **Kr** (P 16); **Schw** Tessin: Denti della Vecchia (C 18); var. **repens** Chenev. **Kr** (P 16); **Schw** Tessin: Denti della Vecchia (C 19, S 67); lus. **monophylla** Rikli **Schw** Axenstraße: Brunnen (R 27, S 71). *C. emeroides* Boiss. et Sprun. **Kr** (P 16). *C. vaginalis* Lam. **B** Treunitz—Wiesentfels (V 25); **Schw** Chasseral, Caroline b. Brenets (T 40), Frühtobel (N 4), Schnabelhorn (S 67), Berner Oberland (F 25). *C. montana* Scop. **Bd** Küssaburg (H 128). † *C. scorpioides* (L.) Koch **Schw** Zürich (N 11). *C. cretica* L. **L** Pola (M 81). *C. varia* L. **Op** Stradicktal (A 13); **Ns** Hannover: Hainholz (B 125); **Mr** Zweibrücken (T 42); **Wb** Ulm (H 32); **Kr** (P 12). † *Ornithopus perpusillus* L. **B** Trudering (V 21); **Bö** Prag: Palackybrücke (D 45). † *O. sativus* Brot. **E** Bisten (B 10); **Bd** Freiburg (H 128); **Bö** Reichenberg (M 48). *Hippocrepis comosa* L. **Mr** Speier (V 6); **Wb** Ulm (H 32); **Bö** Opočno (D 45); **Kr** (P 12). *Hedysarum obscurum* L. **St** Gregerl-ck b. Turrach (H 56). *Onobrychis viciaefolia* Scop. (*O. sativa* Lam.) **Op** Heydekrug (F 89), Neidenburg (H 103), Johannisburg (K 3); **Wp** Löbau (P 81): **Sw** Hamburg (P 32): **Ps** Alt-Boyen (V 32);

St Hochenegg (H 56). *O. Tommasinii* Jord. (*O. viciaefolia* Murr non Scop.) **T** Trient (D 21), Rovereto bis Gossensaß (M 79). *O. arenaria* (Kit.) Ser. **Op** Johannisburg (K 4), Roggen (A 34); **Kr** Vremščiča (J 55). *Vicia* **B** (B 75). *V. pisiformis* L. **Wp** Weichselgelände (S 50, 53); **B** Sulzheim (H 21). *V. silvatica* L. **Bd** mehrfach (L 32); **St** Alt-Aussee: Ramsau (H 56): **Kr** (P 12); **Schw** Sarine (B 20). *V. cassubica* L. **Op** Heydekrug (F 89); **Sw** Hamburg (P 32); **Ps** Alt-Boyen (V 32); **Hc** Jena (J 22); **B** Schlüsselfeld (H 21); **Bö** (D 43, 45); **N** Retz (T 1); **Kr** (P 12); **L** (D 43, 45); var. *gracilis* **B** Erlangen (P 53); var. 1 *typica* Hal. (1901), *α glabriuscula* Ser. (1825), *V. multiflora* Pollich, *α pubescens* Čelak. — var. 2 **pauciflora** Domin (var. *adriatica* Freyn 1877); beide mit f. **genuina** Domin, f. *villosa* Tausch (*Cracca cassubica* Opiz *β villosa* Opiz, *β villosa* Čelak, f. **stenophylla** Domin. var. *adriatica* Freyn pp., f. **subglabra** Domin. *V. orobus* DC. **B** (P 53): **Schw** Verrières suisses (T 40), Neuchatel-Jura (T 33). *V. dumetorum* L. **Op** Döhlauer Wald (A 28); **Sw** Itzehoe ? (H 64); **Bd** mehrfach (L 32); **B** Augsburg (W 13); **St** Wildoner Buchkogel (F 62): **Schw** Chaumont, Malvilliers (T 40), Gimel (M 16), Liestal (H 81). *V. Cracca* var. **depauperata** Domin f. **fallax** Domin **Bö** Skreje (D 43, 45). *V. Gerardi* DC. **Schw** Tessin (C 30). *V. tenuifolia* Roth **Op** Gallingen (A 50); **Me** Tollesegebiet (K 38); **Bd** mehrfach (L 32). † *V. varia* Host **Sw** Hamburg (P 33); **E** (J 45); **L** Pola (M 81); **Schw** Neuenburg (T 40), Freiburg (J 29), Zürich (N 11, S 25). † *V. villosa* Roth **Op** Johannisburg (F 91); **Os** Voigtland (S 61): **E** (J 45); **Wb** Ulm (M 45, E 11); **St** Kroisbach b. Graz (F 66): **Schw** Freiburg (J 29), Zürich (N 11). *V. glabrescens* Koch **Sl** Neustadt (S 87); **N** Roggendorf (T 1): **St** (F 66); **Kr** (P 12). † *V. Faba* L. **Schw** Zürich (N 11). † *V. narbonensis* L. **Sw** Hamburg (P 32); **Schw** Zürich (N 11), Leysin (N 3). † *V. bithynica* L. **Sw** Hamburg (P 32); **Bd** Freiburg (H 128): **Wb** Ulm (M 45, E 11). *V. oroboides* Wulf. **St** Fürstenfeld: Söchau (H 56), St. Johann (F 78), Söchau (D 21): **K** Laßnitz, Leibnitz (D 21); **Kr** (P 12). † *V. pannonica* Jacq. **E** (J 45): **Bd** Klenzingen (H 128): **Wb** Ulm (M 45, E 11), Waldmannshofen (E 11); **N** Wien (D 21): **Schw** Freiburg (J 29), Münsingen (N 3): † f. *purpurascens* DC. **Sw** Hamburg (P 32): **Sl** Schweidnitz (S 85); **Wb** Ulm (M 45); **B** München—Haidhausen (V 20): **Schw** Solothurn (L 50), Zürich (N 11). † *V. hybrida* L. **Schw** Zürich (N 11). † *V. lutea* L. **Wb** Ulm (M 45): Waldmannshofen (E 11): **Bö** Lobosic (D 26): **T** Innsbruck (M 79, 80). † *V. grandiflora* Scop. **Sw** Hamburg (P 32): **Wb** Ulm (M 45, E 11): **Bö** Neu-Benátek (P 48): **Kr** (P 12). *V. sordida* W. et K.

N Laerberg b. Wien (K 16); **St** Gamskogl (F 54), Söchau b. Fürstenfeld (H 56); **K** Klagenfurt—Lend, Wörthersee (S 1), Launsdorf, Klagenfurt, Heiligenblut (B 56); **Kr** (P 12). *V. nigra* L. (*V. angustifolia* Roth) **B** Isargebiet (G 20); **Schw** Zürich (S 25). *V. segetalis* Thuill. **T** Innsbruck (M 80). *V. sativa* sspec. *cordata* Wulf. f. **subtriflora** Naegeli et Thell. **Schw** Zürich (N 11). † *V. peregrina* L. **Sw** Hamburg (P 32). *V. hirsuta* (L.) Koch **Op** Heydekrug (F 90); **Kr** (P 12). *V. tetrasperma* (L.) Moench **Op** Tilsit (F 92); **Sw** Hamburg (P 32); **Kr** (P 12); var. *tenuis* Fries **Sw** Hamburg (P 33). *V. monanthos* (L.) Desf. **Wp** Stargard (P 69). *V. nigricans* (M.-Bieb.) Godr. **T** Nomi, Pomarolo (M 90). ? *V. atropurpurea* Desf. **Wb** Ulm (M 45). † *V. hirta* Balbis **Sw** Hamburg (P 32). † *V. lathyroides* L. **Wp** Löbau (P 81); **B** Bayerischer Wald (P 27); **N** Krottenbach, Schafberg, Liesing—Perchtolsdorf (H 8); **K** Wolfsberg (B 56); **Kr** (P 12). † *V. melanops* Sibth. et Sm. **E** (J 45); **Wb** Ulm (E 11, M 45). † *V. serratifolia* (Koch) **E** (J 45); **Wb** Ulm (M 45, E 11). *V. striata* (Moench) M.-Bieb. **Wb** Waldmannshausen, Plieningen (E 11); **N** Ottenthal (T 1), Perchtolsdorf (H 8), Wien (D 21); **T** Innsbruck, Trient, Arco (M 79). † *Lens esculenta* Moench **Schw** Zürich (N 11). *Pisum arvense* L. **Ns** Norderney (S 12); **Schw** Zürich (S 25). *Lathyrus* **B** (S 115). † *L. Aphaca* L. **Os** Kötzschenbroda (W 49); **Wb** Ulm (M 45); **B** Nürnberg (G 66); **Bö** Opocno (D 45); **N** Wien: Zentralfriedhof, Prater (T 1), Maria Langersdorf (T 4), Leopoldsberg (L 38), Mödling (V 9); **Schw** Vallée de Joux (A 117), Zürich (S 25), Chur (B 130). *L. Nissolia* L. **Wb** Ulm (H 33). † L. *inconspicuus* L. **Schw** Zürich (N 11). † *L. sphaericus* Retz. **Schw** Zürich (N 11), Aigle (N 3). † *L. Cicera* L. **Bd** Freiburg: Baseler Landstraße (H 128); **Schw** Tessin (C 30). † *L. sativus* L. **Wp** Putzig (P 77); **Schw** Zürich (N 11). † *L. annuus* L. ? **Schw** Zürich (N 11). † *L. hirsutus* L. **Sw** Wandsbeck (P 35); **Wb** Ulm (H 31), Waldmannshausen (E 11); **Schw** Freiburg (J 30), Zürich (S 25). *L. tuberosus* L. **Wp** Stargard (K 38), Weichselgelände (S 50, 53); **Br** Frankfurt (B 121); **B** Oberschwarzach, Wibelsberg (H 21); **St** Fürstenfeld (F 52), Peggau (F 80); **Kr** (P 12); **L** Parenzo (C 2); **Schw** Juragebiet (M 31). *L. pratensis* var. *villosus* Nolte **Sw** Hamburg (P 32). *L. silvestris* L. **Op** Tilsit (F 92); **B** Isargebiet (G 20); **St** Sachsenfeld (F 61); **Kr** (P 12); var. *ensifolius* Buck **Br** Frankfurt (B 121); **Ps** Wolfsmühle (P 28); f. **dunensis** P. Junge **Sw** Eckernförde (J 48). † *L. latifolius* L. **L** Pola (M 81); **Schw** Zürich + (N 11), Chaumonts, Voëns—Maley, St. Blaise-Cornaux (T 34). *L. megalanthus* Steudel (*L. latifolius* auct.) **N** Stein a. d. Donau (V 9). *L. platyphyllus* Retz. **Schw** Solothurn (L 50).

L. heterophyllus L. **Op** Cruttinnen (A 44, B 94); **Wp** Schemlau (B 88), Weichselgelände (S 50, 53); **Schw** Verrières (T 40), Solothurn (L 50, P 83), Wandfluß (R 34), Neuchateler Jura (T 33), Wallis (P 6). *L. palustris* L. **Op** Johannisburg (K 4), Heydekrug (F 89); **Wp** Löbau (P 81); **Sw** Curslak (P 34); **Hc** Thüringen (R 51), Halle (F 28); **Schw** Solothurn (L 50). *L. vernus* (L.) Bernh. **Ps** Alt-Boyen (V 32); **Hc** Halle (F 28); **B** Tengling, Längenmoos (V 21); **St** Frauheim b. Murau (H 56); **Kr** (P 12); **T** Ratzes (J 46); **Schw** Wallis (P 6). *L. versicolor* (Gmel.) Beck **Kr** (P 12). *L. montanus* (L.) Bernh. (*Orobus tuberosus* L.) **B** Neunkirchen (S 123); **St** Bachergebirge b. Rothwein (F 71); **K** Wolfsberg (B 56); **Kr** (P 12); **Schw** Jura (M 31); var. **subunijugus** Ulbrich **Br** Münchehofe (U 1); var. *tenuifolius* (Ser.) **Bö** Aussiger Mittelgebirge (D 36). *L. luteus* (L.) Peterm. **Schw** Berner Oberland (F 25); b. *laevigatus* (W. et K.) Fritsch, a) **latifolius** Abromeit, b) **angustifolius** Abromeit **Op** Insterburg (A 9); **St** Sachsenfeld (F 68). *L. occidentalis* (Fisch. et Mey.) Fritsch **St** Aussee: Schoberwiesberg (H 56). *L. niger* (L.) Bernh. **Op** Johannisburg (K 4); **Ps** Alt-Boyen (V 32); **B** Friedrichsberg (H 21); **Kr** (P 12); **Schw** Freiburg (J 29); Solothurn: Lengnau (P 82, R 34), Lägern b. Zürich (N 4); b. *heterophyllus* Uechtr. **Op** Straddicktal (A 13), Alletal (A 23); **Ps** Annaberg: Unterberg, Grünheide (P 28). *L. ensifolius* Gay **Wb** Onstmettingen (E 10); **Schw** Brazel (T 33). *L. flavus* Stev. ? **Sw** Wandsbeck (P 35). † *L. odoratus* L. **Schw** Zürich (N 11). *L. maritimus* (L.) Bigelow **Sw** Föhr (R 16), Hamburg (P 32). *L. Bauhini* Genty **Bd** Zellerhorn (M 12).

Prunus Amygdalus Stokes (*Amygdalus communis* L.) **Schw** Zürich + (N 11). *P. Persica* (L.) Stokes (*Persica vulgaris* Mill.) **Schw** Zürich + (N 11). *P. spinosa* L. **Ps** (P 28); **Mr** Speier (V 61); **Kr** (P 12). *P. insititia* L. (*P. fruticans* Weihe) **Bö** Geltsch im böhm. Mittelgebirge (D 36). *P. domestica* L. **Kr** (P 12). *P. avium* L. **Op** Heydekrug (F 89); **Kr** (P 12). † *P. Cerasus* L. **St** Wildoner Buchkogl (F 62). *P. fruticosa* Pall. (*P. Chamaecerasus* Jacq.) **Wp** Weichselgelände (S 50, 53). *P. Padus* L. **Op** Heydekrug (F 89); **Ps** Alt-Boyen (V 32); **Kr** (P 12); **Schw** Neuenburg (T 40); var. *petraea* Tausch **E** Vogesen (J 45); **Schw** Bedretto (S 75).

Spiraea § *Euspiraea* (S 45). *Sp. salicifolia* L. **Mr** Zweibrücken (T 42); **M** Wracow (W 28); **St** Knittelfeld (F 61); **Kr** (P 12). *Sp. ulmifolia* Scop. **Kr** (P 12); **Schw** Zürich + (N 11). † *Sp. hypericifolia* L. **Schw** Drize—Saconnez (A 76, N 3, R 34). *Sp. media* var. *oblongifolia* W. et K. **Kr** (P 12). † *Basilima sorbifolia* (L.) **Br** Spandau (H 115). *Aruncus silvester* Kostel. (*Spiraea Aruncus* L.)

Mr Zweibrücken (T 42); **Wb** Ulm (H 32); **B** Untersteinach—Großbirkach (H 21); **S** Attersee—Mondsee (V 9); **Schw** Wallis (P 6). *Filipendula Ulmaria* (L.) Maxim. (*Spiraea Ulmaria* L., *Ulmaria pentapetala* Gilib.) **Sw** Hamburg (P 33); **Mr** Speier (V 6); **Bd** mehrfach (L 32); **Schw** Liestal (H 81); var. *tomentosa* Maxim. u. var. *denudata* Beck **Kr** (P 12); var. *discolor* Koch **Schw** Walenstadt—Walenstadtberg (S 28). *F. hexapetala* Gilib. (*Spiraea Filipendula* L., *Ulmaria Filipendula* Hill, Kostel.) **Op** Heydekrug (F 89), Johannisburg (K 3, 4); **Wp** Deutsch-Krone (L 41); **B** Friedrichsberg, Sulzheim (H 21); **Kr** (P 12). *Dryas octapetala* L. **B** Füssen (P 53); **St** Tragöß (F 68), Reichenstein (F 61); **Schw** Combe Biosse (T 40); f. **Snežnicensis** Derganc **Kr** Liburmscher Karst (D 14); var. *vestita* G. Beck **Schw** Piz Madlein, Val Scarl (S 66, 67). *Geum urbanum* L. **Ns** Norderney (S 12). *G. rivale* L. **E** Fénétrange (B 10); **St** Steyr (F 51). *G. strictum* Aiton **Op** Johannisburg (K 3, 4); **Wp** Löbau (L 24). *G. montanum* L. **Kr** (P 12). *G. reptans* L. **Bö** Riesengebirge ? (D 45); **K** Hochalblpaß (S 2); **Kr** (P 12); **Schw** Wallis (P 6). *G. rivale* × *montanum* (*G. inclinatum* Schleich.) **Schw** Berner Oberland (F 25). *G. rivale* × *urbanum* (*G. intermedium* Ehrh.) **Wp** Löbau (L 24); **N** Gotthartschlag (L 38); **Schw** Liestal (H 81), Freiburg (J 30). *G. strictum* × *urbanum* **Op** Puschdorf (A 40), Johannisburg (K 4); **Wp** Löbau (L 24). *Rubus**) (C 41, S 156, 157, 158) **Ps** (S 143, 144), Krotoschin (S 147); **Sl** (S 79, 82, 85, 87, 145, 146, F 18); **Bö** (T 23); **N** Seitenstetten (H 11); **St** (S 8), Oststeiermark (S 9); **Schw** (K 20, S 40, 41, R 34), Freiburg (S 157, J 30), Genf (S 40, 41). *R. Chamaemorus* L. **Op** Insterburg (F 93), Heydekrug (F 89, 90); **Wp** Putzig (L 4). † *R. odoratus* L. **Schw** Zürich (N 11, S 25). *R. saxatilis* L. **Op** Johannisburg (F 91); **Wp** Kassubische Schweiz (A 93); **Wb** Ulm (H 32, 34); **B** (P 53); **M** Jehnitz b. Brünn (W 30). *R. Idaeus* L. **K** Raibl: Seebach (S 2); monstr. *obtusifolius* Focke **B** (P 53). *R. suberectus* G. Anders. (*R. nessensis* W. Hall.) **St** Weizberg b. Graz (H 56): var. **Gintlii** Tocl in Sched. **Bö** Prag: Krčer Wald (D 43, 45). *R. fissus* Lindl. **Sw** Hamburg (P 32, 34, 35). *R. sulcatus* Vest **Os** Meißen (W 49); **B** (P 53). *R. plicatus* W. et N. **B** (P 53); **St** Oeblarn a. d. Enns (H 56); var. *micranthus* Lange **Sw** Hamburg (P 32). *R. Bertramii* G. Braun **Sw** Hamburg (P 35). *R. hypomalacus* Focke **Sw** Hamburg (P 34, 35); **Ns** (B 147). *R. chaerophyllus* Sag. et Schultze var. *praecambricolus* Tocl **Bö** Brdygebirge: Příbram (D 45). *R. rhamnifolius* W. et N. **B** Hirst (V 28). *R. obtusangulus* Gremli **Schw** Freiburg

---

*) Anordnung nach ASCHERSON und GRAEBNER, Synopsis. Bd. VI, Abt. 1, S. 440 folg.

(J 29). *R. Maasii* Focke **Sw** Hamburg (P 34). *R. Schlickumii* Wirtg. (*R. Marianus* HLKr.) **Sw** Hamburg (P 34). *R. vulgaris* var. *laciniatus* (Willd.) **T** Vigolo Vattaro (M 79). *R. Selmeri* Lindeberg **Ns** (B 147). *R. thyrsoideus* Wimm. **Wb** Pfullingen (E 12). *R. candicans* Focke **Sw** Hamburg (P 34). *R. thyrsanthus* Focke **St** Marburg (H 56). *R. phyllostachys* P. J. Müll. **B** Nürnberg (S 132). *R. elatior* Focke **B** (P 53). *R. pubescens* W. et N. ssp. **austrotiroliensis** Sabr. **T** Tramin (S 6). † *R. Linkianus* Ser. **Os** Hirschfelde i. L. (W 49). *R. arduennensis* Lib. **B** Nürnberg (S 132). *R. tomentosus* Borkh. **Wb** Schechstetten (E 11); var. *vulgaris* f. *glabratus* Focke u. f. *canescens* Focke **B** (P 53). *R. collinus* DC. **T** Preghena—Baselga (H 14). *R. bifrons* Vest **Bö** Krumau (P 9); **St** Graz (H 56). *R. macroacanthus* W. et N. **B** Nürnberg (S 132). *R. macrostemon* Focke **B** Nürnberg (S 132). *R. armeniacus* Focke **Os** Hirschfelde i. L. (W 49). *R. villicaulis* Köhler **Sw** Hamburg (P 35); **M** Frain (F 51); var. *euvillicaulis* Focke **B** (P 53); var. **validus** Holzfus **P** Kreis Schlawe — u. Grimmen, Stettin (H 123). *R. atricaulis* P. J. Müll. (*R. Langei* G. Jens.) **Sw** Hamburg (P 34, 35). *R. rhombifolius* Weihe **B** Brunnen (V 28). *R. macrophyllus* W. et N. **Sw** Hamburg (P 34). *R. leptothyrsus* G. Braun (*R. danicus* Focke) **Sw** Hamburg (P 32, 35). *R. Gremlii* Focke **B** Nürnberg (S 132). *R silvaticus* W. et N. **Sw** Hamburg (P 35). *R. Arrhenii* Lange **Sw** Hamburg (P 32, 35). *R. Sprengelii* Weihe **Ns** Osnabrück (M 68); **B** (P 53). *R. cimbricus* Focke **Ns** (B 147). *R. mucronatus* var. *Drejeriformis* K. Frid. u. var. *atrichanthus* Kr. **Sw** Hamburg (P 32). *R. Drejeri* G. Jensen **Sw** Hamburg (P 33, 34). *R. vestitus* W. et N. **Sw** Hamburg (P 35); **Ns** Osnabrück (M 68). *R. pyramidalis* Kaltenb. **Sw** Hamburg (P 35); **Schw** Freiburg (J 31). *R. gymnostachys* Genev. (*R. macrothyrsus* Lange) **Sw** Hamburg (P 33). *R. decorus* P. J. Müller **Ns** (B 147). *R. Menkei* W. et N. **Sw** Hamburg (P 32, 34, 35); **Ns** (B 147). *R. rudis* W. et N. **Sw** Hamburg (P 35); **B** (P 53). *R. radula* Weihe **Ns** Osnabrück (M 68); **B** (B 53). *R. tereticaulis* P. J. Müll. **Ns** (B 147); **B** Nürnberg (S 132); **St** (S 9); ssp. *repallidus* Sudre **Schw** Freiburg (J 29). *R. pallidus* W. et N. **Sw** Hamburg (P 32, 34). *R. albicomus* Gremli **St** (S 9). *R. conothyrsus* Focke **Sw** Hamburg (P 34). *R. salisburgensis* Focke **B** (P 53). *R. corymbosus* P. J. Müller **St** (S 9). *R. rosaceus* W. et N. **B** Nürnberg (S 132). *R. pygmaeopsis* Focke **T** Innsbruck (H 14). *R. Koehleri* W. et N. **Sw** Hamburg (P 35); **B** Nürnberg (S 132). *R. Preissmannii* Halácsy var. **fonticolus** Sabr. **St** Söchau (R 7). *R. apricus* Wimm. **Os** Hirschfelde (W 49); **B** Nürnberg (S 132); **T** Innsbruck (H 14). *R. Schleicheri* Weihe **B** Schönberg

b. Lauf (P 53). *R. incultus* Wirtgen **B** (P 53). *R. Bellardii* W. et N. **Op** Straddicktal (A 13), Franzosensee (A 17), Wildenhoff (A 24); **Wp** Löbau (P 76); **Ns** Osnabrück (M 68). *R. hirtus* W. et N. **B** Nürnberg (S 132); var. *chlorosericeus* Sabr. (1887) **N** (B 108). *R. Bayeri* Focke **Schw** Tessin (C 21). *R. Guentheri* W. et N. **K** Hermagor—Kühwegeralpe (H 8); **Schw** Tessin (C 21); var. *atratus* Sabr. **N** Seitenstetten (H 11). *R. erythrostachys* Sabr. var. **adenodontos** Sabr. **St** Tautendorf (S 7). *R. rivularis* P. J. Müller et Wirtg. **B** Nürnberg (S 132). *R. lamprophyllus* Gremli **T** Innsbruck (H 14). *R. serpens* Weihe **B** Nessenau b. Lauf (P 53); ssp. *lusaticus* Rostock **Schw** Freiburg (J 29); f. *umbrosus* **Os** Zittau (W 49). *R. chlorostachys* P. J. Müll. (*R. brachyandrus* Gremli) **St** Gaishorn—Plitzen (H 49). *R. caesius* L. **St** Puntigam b. Graz (H 56). *R. Warmingii* G. Jens. f. *glaber* Frid. et Gel. **Sw** Hamburg (P 34). *R. oreades* P. J. Müller et Wirtg. **Bö** Prag: Radešovice—Mukařov (D 45); **St** (S 9). *R. oreogeton* Focke var. *ruber* Focke **Sw** Hamburg (P 32, 34, 35). *R. serrulatus* Lindl. **Sw** Hamburg (P 32, 34); **B** Nürnberg (S 132). *R. dissimulans* Lindeb. **Bö** Komořan (D 45); var. *selectus* Frid. **Sw** Hamburg (P 35). *R. gothicus* Frid. et Gel. (*R. acuminatus* Lindebg.) **Sw** Hamburg (P 34). *R. Fioniae* K. Friedr. **Sw** Hamburg (P 32, 34, 35). *R. Wahlbergii* Arrh. **Op** Döhlauer Wald (A 28); **Sw** Hamburg (P 34). *R. Warnstorffii* Focke **Sw** Hamburg (P 32). **R. altissimus** Fritsch **St** Weizberg b. Graz (H 56). *R.* **apum** Fritsch **St** Platte b. Graz (F 81). *R.* **asclepiadeus** Borbás **K** St. Primus (B 108). *R. Caroli* Beck **St** Rabenwaldkogel—Anger (H 49). *R.* **dasyneurus** Jaquet **Schw** Freiburg (J 31). *R. echinocalix* Erichsen **Sw** Hamburg (P 35). *R. eximius* Erichsen **Sw** Hamburg (P 35). *R. Friderichsenii* Lange (*R. slesvicensis* Lange) f. *tiliaceus* Lange **Sw** Hamburg (P 32). *R.* **holochloros** Sabr. **St** Söchau (S 7). *R. holsaticus* Erichs. **Sw** Hamburg (P 32, 35). *R. idaeoides* f. *pseudoidaeus* W. et N. **St** Söchau u. Mayerhofen b. Fürstenfeld (H 56). *R. tamproleucus* Borbás et Sabr. (1891) **N** Gloggnitz (B 108). *R. olympicus* Borbás (1891) **K** Hornstein (B 108). *R. Schleicheri* × *serpens*? **Os** Valtenberg (W 49). *R.* **Soechaviensis** Sabr. **St** Söchau (R 7). *R.* **subhercynus** Borbás **B** Waldmünchen (B 108). *R.* **Tabernaemontanus** Fickert **Sl** Katzbach, Heßberge, Goldberg—Schönau (F 18). *R. Vetteri* Favrat **Schw** Freiburg (J 31). † *R. villosus* Ait. **Os** Hirschfelde i. L. (W 49). *R. vindobonensis* Sabr. et Braun (1889). (*R. divaricatus* Hol. non Müll.) **N** (B 108). *R.* **Bavaricus** × **bifrons** (*R.* **Sudreanus** Sabr.) **St** Söchau (R 7). *R. bifrons* × *foliosus* **Schw** Freiburg (J 29). *R.* **bifrons** × **macrophyllus** (*R.* **Durimontanus** Sabr.) **St** Hartberg—Pöllau (H 56). *R.*

caesius × *Bellardii* **Schw** Freiburg (J 31). *R. caesius* × *bifrons ?* **Schw** Freiburg (J 29). *R. caesius* × *Idaeus* (*R. pseudocaesius* Lej. **Op** Wartnicken (A 12); **Wp** Löbau (L 23); **Sw** Hamburg (P 35); **Ps** Cybinagrund (P 28); **N** Anninger (H 16); **T** Innsbruck, Lienz (H 14). *R. caesius* × *idaeus f. pseudo-Jdaeus* **Sw** Hamburg (P 32). *R. caesius* × *macrostemus* (*R. centiformis* K. Frid.) **Schw** Freiburg (J 29). *R. caesius* × *sulcatus* **Schw** Freiburg (J 29). *R. caesius* × *tomentosus* (*R. agrestis* W. et K.) **St** Geisberg b. Graz, Weinzöttl (F 66). *R. candicans* × *silesiacus ?* **Os** Zittau (W 49). *R.* **chaerophyllus** var. **praecambricolus** × **macrostemon** (*R.* **Toclii** Domin) **Bö** Brdygebirge: Přibram (D 41, 45). *R. denticulatus* × *Idaeus ?* (*R.* **pseudodenticulatus** Sabr.) **St** Söchau (R 7). *R. emollitus* × *caesius* (*R. emollitifolius* Sudre) **Schw** Freiburg (J 29). *R. Menkei* × *Villarsianus* **Schw** Freiburg (J 31). *R. plicatus* × *Idaeus* **Ps** Alt-Boyen (V 32). *R. rudis* × *bifrons* **Schw** Freiburg (J 29). *R. saltuum* × *Bellardii* (*R. Jaquetianus* Sudre) **Schw** Freiburg (J 29). *Fragaria vesca* L. var. **Hauchecornei** Graebner **Br** Berlin (G. 53, 72). *F. elatior* Ehrh. **Wp** Linau (L 46); **St** Thal (F 80). *F. collina* Ehrh. (*F. viridis* Duchn.) **B** Sulzheim (H 21); **Schw** Tessin (C 22); var. *Hagenbachiana* (Lang) **E** Bionville—Morlange (B 10), Vogesen (J 45); *f.* **Magnusiana** Holzfus **P** Stettin (H 122). † *F. grandiflora* Ehrh. **Schw** Zürich (N 11). † *F. virginiana* Duchn. **Schw** Zürich (N 11). *F. collina* × *vesca* **M** Eibenschütz (W 33). † *Duchesnea indica* (Andrew) Focke (*Fragaria indica* Andrew) **Schw** Zürich (S 25). *Comarum palustre* L. (*Potentilla palustris* Scop.) **Hc** Hautsee (B 85); **Bd** mehrfach (L 32, 33); **B** Isargebiet (G 20), Roth (S 125); **St** Wundschuh (F 63); Josersee (N 25); **Kr** (P 12); **Schw** Pouillerel, Eplatures (T 40). *Potentilla**) **Mr** (P 54, 55, 56, 57); **B** (P 54, 55, 56, 57); **Bö** (D 27, 35); **St** (H 57); **T** (W 53). *P. sterilis* (L.) Garcke (*P. Fragariastrum* Ehrh.) **Sw** Hamburg (P 33); **Os** Rabenauer—Spechtritz Mühle (S 58), Rabenauer Grund (W 54); **B** Isargebiet (G 20); **Bö** Krumau (P 9); **St** Rohitsch—Sauerbrunnen (H 56). *P. carniolica* Kern. **St** Trifail, Bukova Gora (K 46), Trifail, Hrastnig (H 56); **Kr** (P 12). *P. micrantha* Ram. **St** Plabutsch (F 53), Marburg, Rohitsch—Sauerbrunnen (fl. ros.), (H 56); **Kr** (P 12). *P. alba* L. **Bd** Eglisau—Günzgau (H 128); **B** Isargebiet (G 20); **N** Seitenstetten (H 11); **Schw** Rheinsfelden b. Zürich (N 4). *P. nitida* L. **K** Raibl: Fischbachalpe (S 2); **Kr** (P 12). *P. Clusiana* Jacq. **B** Schachen (H 68); **St** Drahtekogel (K 55); **K** Hochpetzen.

---

*) Anordnung nach ASCHERSON und GRAEBNER, Synopsis, Bd. VI, Abt. 1, p. 664 folg.

Obir (S 2); **Kr** (P 12). *P. caulescens* L. **B** (P 53), Berchtesgaden (R 46); **K** Klagenfurt: Eberndorf (S 2); **Kr** (P 12); **Schw** La Tourne, Gorges de l'Areuse, Tête de Rang, Mont de Boudry (T 40), Züricher Oberland (N 4), Allmannkette (N 7). *P. rupestris* L. **Wp** Liebental (S. 52), Stargard (P 69); **Hc** Großer Gleichberg (E 3); **Kr** (P 12); **Schw** Wallis (P 6). *P. multifida* L. **Schw** Val des Dix (P 5). *P. nivea* L. **Schw** Wallis (P 6). *P. canescens* Bess. **Os** Voigtland (S 61); **St** Hilmerteichanlage b. Graz (F 66). *P. fissidens* Borbás **B** (P 53). *P. polyodonta* Borbás (*P. canescens* Bess. pp.) **Bd** Freiburg (T 5), Limburg (F 85), **Schw** Zürich (S 25). *P. argentea* L. **K** Klagenfurt (B 56). *P. grandiceps* Zimm. **B** (P 57); **Bö** (D 35); **K** Mölltal, Klagenfurt (B 56). *P. decumbens* Jord. **K** Mölltal (B 56). *P. tenuiloba* Jord. **K** Klagenfurt, Keutschachtal (B 56). *P. collina* Wibel **Op** Wartnicken (A 12); **Wp** Löbau (L 24); **K** Klagenfurt (B 56). *P. incanescens* Opiz **M** Scheibwald (W 36); **N** Seitenstetten (H 11). *P.* **Hedrichii** Domin **Bö** (D 35). *P. thyrsiflora* Hülsen **Os** Meißen (S 58). *P. agricola* Delaoie **T** Terlan, Welschnofen (S 71, M 101); **Schw** Tessin (C 22). *P. supina* L. **Wp** Löbau (L 24); **B** Pilsting (G 19); Isargebiet (G 20); **M** Bisenz (W 28); **K** Klagenfurt (S 4); var. *erecta* **Op** Löbau (P 81). *P. limosa* Boenningh. **M** Keltschau, Zadowitz (W 28). *P. norvegica* L. **Op** Johannisburg (K 3, 4), Neidenburg (H 103); **Wp** Rosenberg (P 74); **Bö** Reichenberg (M 48); **Kr** (P 12); **Schw** Zürich (S 25), Langendorf, Solothurn (N 3). † *P. norvegica* var. *varians* Moench (*P. pinguis* Petunn.) **B** Nürnberg (G 66, P 53); **Schw** Zürich (N 11); *f.* **parvula** Domin **Bö** (D 35). *P. ruthenica* Willd. **Schw** Zürich (S 25). † *P. norvegica* × *argentea* (*P. intermedia* L.) **Ns** Bremerhaven (P 40); **Os** Dresden—Plauen (W 54, S 58); **Schw** Zürich (N 11). † *P. recta* L. **Wp** Putzig (P 77); **Ms** Anhalt (H 101); **Mr** Zweibrücken (T 42); **Bd** Freiburg (G 11, L 26, T 5), Ottoschwanden (H 128); **St** Teigitschgraben (K 52); **Schw** Zürich (N 11, S 25). *P. obscura* Willd. (*P. pilosa* Willd. b. Gelmi) **T** Rovereto (M 104). *P. pilosa* Willd. **Wb** Ulm (H 31, 33). *P. pedata* Koch **L** Pola (M 81). *P. Thuringiaca* Bernh. **B** (P 55), Nürnberg (G 66); var, *parviflora* (Gaud.) M. et K. **M** Wisowitz (W 37). *P. frigida* Vill. **Schw** Wallis (P 6). *P. dubia* (Crantz) Zimm. (*P. minima* Holl.) **N** Dürrnstein (A 74); **K** Matschacher Alm (B 56), Fischbachalpe (S 2); **T** Kerschbrunneralpe (H 131) *P. villosa* Crantz (*P. Salisburgensis* Haenke, *P. alpestris* Hall.) **B** Schachen (H 68); **K** Matschacher Alm i. Bärental (B 56); **Schw** Solothurn (L 50, P 83, R. 34); Mont-Moron (S 71); Derrière—Pertuis (T 40); var. *firma* Gaud. **Schw** Wallis (P 6); var. *stricticaulis* Th. Wolf **St** Zeiritzkampel (K 22). *P. aurea* L. **Bd** (E 15);

M Wermsdorf (N 21), Radhošt (G 36); **St** Drahtekogel (K 55). *P. rubens* (Crantz) (*P. opaca* K., Roth) **Op** Johannisburg (K 4); **Wp** Löbau (L 24); **Ps** Alt-Boyen (V 32); **Hc** Erfurt (R 13); **St** Kalvarienberg b. Prugg (F 82); **K** Gurnitz, Launsdorf, Klagenfurt (B 56); *f. gadensis* Beck **St** Oelberg b. Graz (F 82); **K** Wolfsberg, Ettendorf i. L., Klagenfurt, Sattnitz (B 56). *P. Tabernaemontani* Aschers. (*P. opaca* L. pp., Zimm., *P. viridis* Fritsch, *P. verna* Koch) **St** Drahtekogel (K 55); **K** Klagenfurt, Ebental, Sattnitz (B 56); var. *incisa* Tausch u. f. *longifolia* Th. Wolf **Os** Voigtland (S 61); *f.* **glandulosa** Th. Wolf **E** Vogesen: Kolmar (J 38, 45); **K** Malborgeth (B 56); var. **pseudoincisa** Th. Wolf **E** Vogesen: Kolmar (J 38, 45). *P. Gaudini* Gremli **Os** (W 52); **Bö** (W 52); **K** Wolfsberg, Launsdorf (B 56). *P. glandulifera* Krašan **M** Ptatschow (W. 39); **K** Wolfsberg, Klagenfurt, Gurnitz, Launsdorf, Seisera (B 56); var. *longifolia* Th. Wolf f. *benacensis* (Zimm.) **T** Avio (M 101). *P. vindobonnensis* Zimm. **M** Ptatschow (W 39). *P. arenaria* Borkh. **Op** Heydekrug (F 89); **Bd** Freiburg (T 5); var. **pectinata** Th. Wolf **Bö** (D 35); *f. glandulosa* Poeverl. **K** Wolfsberg (B 56). *P. Tommasiniana* F. Schultze **Bö** (D 35). *P. silvestris* Necker., var. *strictissima* Zimm. **Os** Voigtland (S 61); **K** Krenachscharte b. Raibl (B 56); var. *sciaphila* Zimm. **Os** Voigtland (S 61). *P. procumbens* Sibthorp **Op** Johannisburg (K 3); **Wp** Rosenberg (P 74), Löbau (L 24); **Ns** Geestemünde (P 40); **Ps** Krotoschin (S 147); **Os** Voigtland (S 61); **B** (P 54). *P. reptans* L. **Op** Heydekrug (F 89); **Bö** Reichenberg (M 48); var. *ramosa* Uechtr. **Br** Köpenick (A 114); var. *subpedata* Lehm. (var. *podophylla* Murr 190[illegible]) **T** Trient (M 79); var. *microphylla* Tratt. **Br** Spandau (A 114). *P. anserina* L. var. *viridis* Koch (*nuda* Gaud.) **Op** Nidden (H 105); **Bö** (D 35). *P.* **Franconica** Poeverl. **B** Frankenjura (P 56). *P.* **Laresciae** R. Keller **Schw** Bleniotal: Pt. di Larescia 2200 m (K 19, S 71). *P. alpestris* × *Gaudini* (*P. Schroeteri* Siegfr.) **Schw** Tessin (C 22). *P. alpestris* × *minima?* (*P. subternata* Brügg.) **Schw** Tessin (C 22). *P. arenaria* Borkh. × *verna* Roth **E** (J 45); **Bd** Freiburg (T 5). *P. argentea* × *canescens* **E** (J 45). *P. argentea* × *verna* Roth **Bd** Freiburg (T 5). *P. aurea* × *grandiflora* (*P. Peyritschii* Zimm., *P. Juronis* Huter 1883) **T** Jaufen, Pfitschertal (H 131). *P. aurea* × *minima* (*dubia* Crantz) (*P. subnivalis* Brügg., *P. pulchella* Brügg.) **T** Brennergebiet (H 131); **Schw** Berner Oberland (F 25). *P. aurea* × *verna* (*P. Huteri* Siegfr.) **T** Platzerberg (H 131). *P. dubia* × *verna* Zimm. (*P. Amthoris* Huter) **T** Hühnerspiel: Prantneralpe (H 131). *P. Fragariastrum* × *micrantha* **E** (J 45). *P. frigida* × *grandiflora* (*P. Vallesiaca* Huet) **Schw**

Val Tuoi (S 67). *P.* **Gaudini** Gremli × **longifrons** Borb. (*P.* **super-longifrons** R. Keller) **Schw** Aquila—San Valentino (K 19, S 71), Olivone (S 71). *P. glandulifera* Krasan × *Gaudini* Gremli **Schw** Olivone (K 19, S 71). *P. nivea* × *verna* Zimm. (*P. Breunia* Huter) **T** Riedberg (H 131). *P. opaca* × *verna* **E** (J 45). *P. rubens* × *arenaria* (*P. subrubens* Borbás) **M** Ptatschow (W 39). *P. silvestris* × *procumbens* (*P. silvestris* Necker var. *fallax* Marss.) **Ns** Geestemünde (P 40); **Br** Köpenick (A 114); **Bö** namentlich im Riesengebirge (D 25). *P. villosa* × *dubia* Brügg. **T** Toblacherriedt in Sexten (H 131). *P. super-villosa* × *Gaudini* (*P. aurigena* Kern). **T** Sasso Dam im Fassatale, 2300 m (H 18, 19). *Sibbaldia procumbens* L. **Schw** Sarine (B 20). *Agrimonia Eupatorium* L. **St** Sachsenfeld (F 61); var. *connivens* Froehlich **Wp** Löbau (P 76). *A. odorata* Miller **Ns** Ilmenaugebiet (P 38); **Bd** Albtal (L 33); **N** Zwerndorf i. M., Hollenstein, Goldau (T 1); **St** (H 48), Liezen—Paß Pyrn (T 3). *A. fallax* (Fiek) **Op** Johannisburg (K 3). *A. pilosa* Ledeb. **Op** Cruttinnen (B 94, 95), Johannisburg (K 3, 4). *Aremonia agrimonioides* (L.) Necker **Kr** (P 12). *Rosa*[*]) **Sl** (H 25, 26). *R. arvensis* Huds. **Ns** 0 (B 147), Osnabrück (M 68); f. *pilifolia* Borbás **St** Söchau b. Fürstenfeld (H 56); var. *umbellata* Godet **B** Isargebiet (G 20). *R. gallica* L. **Os** Meißen (P 58); **Hc** Erfurt (R 13); **E** Oberelsaß ? (J 45); **Bd** mehrfach (L 32); **Wb** Pfullingen (E 9), Ulm (H 32, 34); **B** Isargebiet (G 20), Friedrichsberg, Pechweiler, Sulzheim (H 21); **St** Laßnitz (F 65); **Schw** Schärlibuck b. Rafs (N 7); var. *eriostyla* R. Keller **B** Staudach b. Dingolfing, Eichstätt (P 53); f. *pumila* Christ **Hc** Erfurt (R 13); **B** Staudach b. Dingolfing (P 53); var. *pumila* Jacq. **Hc** Erfurt (R 13). *R. Jundzillii* Bess. (*R. Jundzilliana* Christ) **Hc** Erfurt (R 13); var. *Hampeana* Grieseb. **Hc** Erfurt (R 13); **B** Isargebiet (G 20); ssp. *decora* Kern. **Sl** Gnadenfeld (S 79). † *R. rubrifolia* Vill. **Sl** Reisicht (S 82). *R. pomifera* Herm. **B** Neureuth a. Tegernsee (V 20); † f. *Regelii* **B** Nürnberg (S 125); var. *recondita* Christ **Schw** Schrina—Hochrugg (S 28, R 34). *R. Murithii* (Christ) Puget **St** Birnberg b. Schladnig (H 54). *R. mollis* Sm. (*R. mollissima* Fries.) **Wp** Stargard (P 69); **B** Lindau (V 20); **Schw** Berner Oberland (F 25). *R. omissa* Déségl. **Sl** Schönberg (S 79); var. *Schulzei* R. Keller **Hc** Erfurt (R 13). *R. tomentosa* Smith **Op** Heydekrug (F 89); **Ns** Osnabrück (M 68); **B** Dingolfing (G 18); var. *micans* Déségl. **Schw** Freiburg (J 31); var. *cristata* Christ **Hc** Erfurt (R 13); **Schw** Aclens

---

[*]) Anordnung nach ASCHERSON und GRAEBNER, Synopsis, Bd. VI, Abt. 1, p. 32 folg.

(C 61); var. *anthracitica* Christ **Bö** Riesengebirge (D 45); var. *umbelliflora* Swartz **Br** Küstrin (A 114); **M** Watzenowitz (W 28). *R. rubiginosa* L. **Op** Johannisburg (F 91); var. **amphadenia** R. Keller **Schw** Cima Giu b. Olivone (K 19, S 71); var. *heteracantha* H. Braun **B** Isargebiet (G 20). *R. elliptica* Tausch (*R. graveolens* Gren.) **Os** Lausa (W 49); **B** Isargebiet (G 20); **Schw** Berner Oberland (F 25); var. *typica*, var. *calcarea* Christ u. var. *inodora* Christ **B** (P 53); f. *hispida* M. Schulze **B** Eichstätt (P 53). *R. micrantha* Sm. **Ns** (B 147); **Wb** Pfullingen (E 9); **B** Dingolfing (G 18); var. *typica* f. *permixta* R. Keller **B** (P 53); var. **Lucomagni** R. Keller **Schw** Olivone b. Scona (K 19); var. **leucantha** R. Keller **Schw** Pontirone (K 19, S 71). *R. agrestis* Savi (*R. sepium* Thuill.) **Wb** Hochwittlingen (E 11); **B** Dingolfing (G 18); **Schw** Frühtobel (N 7). f. *pubescens* (Rapin) R. Keller **B** (P 53), Isargebiet (G 20); subf. *glandulosa* **B** Neumarkt i. O. (P 53). *R. stylosa* Desv. **Schw** Berner Oberland (F 25). *R. tomentella* Leman **Schw** Berner Oberland (F 25); var. *Misniensis* Hofm. **Os** Zadel (W 49); var. *affinis* Rau **B** Dingolfing (G 18), Neumarkt i. O. (P 53). *R. canina* var. **giorgii** R. Keller et Chenev. **Schw** Tessin (C 22); var. *lutetiana* Lem. **B** Isargebiet (G 20); var. *dumalis* Bechst. **Op** Königsberg (A 6); **B** Isargebiet (G 20). *R. dumetorum* Thuill. **Ns** Borkum (S 131); **B** Isargebiet (G 20); f. **comata** Schwertschlager **B** Eichstätt (P 35); var. *Deseglisii* Boreau f. *sarmatica* H. Braun **St** Söchau b. Fürstenberg (H 56). *R. glauca* Vill. (*R. Reuteri* Godet) **Os** Voigtland (S 61); **Wb** Pfullingen (E 11); **B** Isargebiet (G 20); f. *typica*, f. *complicata* H. Braun u. f. *myriodonta* R. Keller **B** (P 53); var. *Graveti* Crépin, Borbás **Bö** Leitomischl (D 45). *R. coriifolia* Fries **Ns** (B 147); **Os** Merschwitz (W 49); **B** Isargebiet (G 20); var. **clavata** R. Keller **Schw** Cima Giú b. Olivone (K 19, S 71); f. *cimbrica* Fridrichsen **Ns** Geestemünde (P 40); var. *saxetana* H. Braun **Os** Voigtland (S 61). *R. abietina* Gren. var. **insubrica** R. Keller **Schw** Pindario-Scona, Somascona (K 19, S 71). † *R. montana* Chaix **Schw** Chaumont (T 40). † *R. cinnamomea* L. **B** (P 53), Wondreb, Oberpfalz (V 21); **Schw** Solothurn (L 50), Zürich (N 11). † *R. rugosa* Thunbg. **Schw** Zürich (N 11). *R. pendulina* L. (C 63), *C. alpina* L. **Bd** mehrfach (L 33); **M** Wermsdorf (N 21). *R. pimpinellifolia* DC. **Schw** Saint-Loup im Waadter Jura (P 62), Vallée de Joux (A 117). *R. lutea* Miller **Schw** Lens (S 67); var. *punicea* Mill. **Schw** Plampraz (B 67). *R. alpina* × *canina* **E** (J 45). *R. alpina* × *pimpinellifolia* **Schw** Cernois (M 12). *R. alpina* × *spinosissima* **Schw** Lägern—Burghorn (N 7, S 67). *R. alpina* × *tomentosa* (*R. spinulifolia* Dematra) **E** (J 45); **Schw** Berner Oberland (F 25), Brenets (T 40).

R. **dumetorum** × **rubiginosa** (*R.* **Hergtiana** M. Schulze) **Hc** Maua b. Jena (S 112). *R. gallica* × *agrestis* f. *munimenti* R. Keller **Hc** Erfurt (R 12). *R. gallica* × *arvensis* **B** Isargebiet (G 20). *R. gallica* × *canina* **B** Isargebiet (G 20). *R. gallica* × *coriifolia* **Os** Merschwitz (W 49). *R. gallica* × *dumetorum* (*R. collina* Jacq.) **B** Dingolfing (G 18). *R. gallica* × *glauca* **Hc** Erfurt (R 13). *R. gallica* × *graveolens* **Bö** Radischken (S 110). *R. gallica* × *Jundzilliana* **Hc** Erfurt (R 13). *R.* **gallica** × **squarrosa** (*R.* **Styriaca** Sabr.) **St** Söchau (S 7). *R. gallica* × *trachyphylla* (*R. Christii* M. Schulze) **Bö** Babina b. Leitmeritz (D 26). *R. glauca* × *pendulina* (*R. salevensis* Rapin) **Schw** Chasseral, La Tourne (T 40). *R.* **glauca** × **rubiginosa** A. **Dingleri** M. Schulze **B** Aschaffenburg (S 112), B. **Crepini** M. Schulze **Schw** Haudères—Fergécle im Val d'Herens (S 112). C. **Kelleriana** M. Schulze **Hc** Gera (S 112). *R. glauca* × *tomentosa* **Os** Meißen (S 110). *R. pimpinellifolia* × *rubiginosa* **Sl** Grünberg (S 79). *R. spinulifolia* Dem. × *R. canina* L. **Schw** Waadter Jura: Lignerolles—Bessonne (G 1). *R. tomentosa* × *alpina* **Schw** Chatollion (T 34). *R. tomentosa* × *pimpinellifolia* (*R. Sabinii* Woods) **Schw** Chantemerle, Neuenburg (T 40). *Alchimilla* L.*) **Schw** (B 156), Bormio-Gebiet (C 62), Freiburg (J 28), Solothurn (L 50), Graubünden (B 130). *A. arvensis* (L.) Scop. **Op** Domnau (A 39); **Ps** Alt-Boyen (V 32); **Bö** Krumau (P 9); **M** Oleschna (W 33). *A. pentaphyllea* L. **Schw** Gemmi (B 157), Sarine (B 20). *A. alpina* L. **Bd** Feldberg (E 15); **B** (P 53); **Schw** Berner Oberland (F 25). *A. pentaphyllea* L. **Schw** Gemmi (B 157), Sarine (B 20). *A. alpina* L. **Bd** Feldberg (E 15); **B** (P 53); **Schw** Berner Oberland (F 25). *A. saxatilis* Buser **Schw** Tessin (C 19), Val des Dix (P 5). *A. Hoppeana* Rchb. **Schw** Walenstadtberg (S 28), Freiburg (J 31). *A. amphisericea* Buser **Schw** Chasséron, Suchet (M 27), Freiburg (J 31). *A. alpigena* Buser f. **silicicola** Buser **Schw** Südliches Wallis (B 156). *A. conjuncta* Babingt. **Schw** Wallis: Salenche im Salvantale (W 51). *A. leptoclada* Buser **Schw** Freiburg (J 30, 31). *A. glaberrima* Schmidt (*A. fissa* G. et Sch.) **B** Berchtesgaden (R 46). *A. splendens* Christ **Schw** Vallée de Joux: Noirmont 1900 m (A 117, R 34), Berner Oberland (F 25). *A. glaucescens* Wallr. **Hc** Weimar, Blankenhain (B 116). *A. flabellata* Buser (*A. montana* auct.) **Schw** Freiburg (J 30). *A. vulgaris* L. **Ps** Krotoschin (S 147). *A. pastoralis* Buser **B** Deisenhofen (V 20). *A. filicaulis* Buser **Schw** Tessin (C 22). *A. heteropoda* Buser **Schw** Tessin (C 22). *A. alpestris* Schmidt **St** Stiftingtal (F 66, 82), Steineralpen: Kocbekhütte (H 56). Murauen b. Puntigam (F 66). *A. connivens* Buser **St** Hochpolling (H 54). *A. versipila* Buser **Schw** Tessin (C 22). *A. fringens* Buser **Schw** Tessin (C 22). *A. obtusa* Buser **Schw** Tessin (C 22). *A.* **acuminatidens** Buser **Schw** (B 156), Freiburg (J 51). *A. atrovirens* Buser **Schw** Freiburg (J 31). *A. controversa* Buser **Schw** Freiburger Alpen (J 31). *A. curtiloba* Buser **Schw** Freiburg (J 31). *A. flaccida* Buser **Schw** Freiburger Alpen (J 31). *A.* **flavicoma** Buser **Schw** Tessin, Wallis (C 22, S 71). *A.* **glacialis** Buser **Schw** Gemmi (B 157). *A.* **Jaquetiana** Buser **Schw** (B 156), Freiburger Alpen (J 31). *A. obscura* Buser **Schw** Freiburg (J 31). (*A.* **rhododendrophila** Buser) **Schw** Freiburg (J 31). *A. semihirta* Buser **Schw** Freiburg (J 30). *A. squarrosula* Buser **Schw** Freiburg (J 31). *A. undulata* Buser **Schw** Freiburg (J 31). *A.* **Westermaieri** P. Jaquet **Schw** Freiburg (J 30). *A.* **glacialis × pentaphyllea** Buser, mit var. **super-glacialis** Buser (*A. cuneata* Buser non. Gaud.), var. **intermedia** Buser (*genuina* Buser, *gemmia pilosior* Buser) u. var. **super-pentaphyllea** Buser (*A. pentaphylloides* Buser, *A. gemmia glabrior* Buser) **Schw** Gemmi (B 157). *Sanguisorba officinalis* L. **Sw** Hamburg + (P 32); **B** Bayerischer Wald (P 27). *S.* ***minor*** Scop. (*Poterium sanguisorba* L.) **Sw** Hamburg + (P 32); **Bö** Krumau (P 9). *S. polygama* (W. et K.) Beck (*Poterium polygamum* W. et K.) **Ps** Alt-Boyen (V 32); **B** (E 28). *S. polygama* W. et K. b. *platylobum* Jord. **Wp** Rosenberg (G 59); **Hc** Eisleben (H 37). *S. muricata* (Spach) Focke (*Poterium muricatum* Spach) **E** Hagondange (B 10). *S. dychtiocarpa* Spach var. *glaucescens* Rchb. **Schw** Tessin (C 19).

---

*) Anordnung nach ASCHERSON und GRAEBNER, Synopsis, Bd. VI, Abt. 1, p. 385 folg.

Crataegus Oxyacantha L. **N** Lobau (A 79); **St** Ehrenhausen (F 82). *C. monogyna* Jacq. **Mr** Speier (V 6); **N** Lobau (A 79); **K** Attersee-Mondsee (V 9); var. *pinnatifida* Lange **Sw** Harksheide (P 34). † *C. Pyracantha* (L.) Pers. **Sl** Bunzlau (S 77); **Bö** Jungbunzlau (P 48). *Cotoneaster integerrima* Medik. (*C. vulgaris* Lk.) **Schw** Aiguilles de Baulmes (M. 28). † *Mespilus germanica* L. **B** Spardorf (S 125); **Schw** Luzern (S 71). *Pirus piraster* Wallr. **N** Lobau (A 79). *P. nivalis* Jacq. **N** (W 48); **Schw** Lägern (N 7). *P. Bollwylleriana* DC. (H 36). *P. malus* DC. **E** Borny-Grigy; Basse—Bévoie (B 10). *Amelanchier vulgaris* Moench (*Aronia rotundifolia* Pers., *A. ovalis* Medik.) **Bd** Albtal, Säckingen (L 33); **Wb** Ulm (H 32); **B** Füssen (P 53). Isargebiet (G 20); **Kr** (P 16). † *A. spicata* **Br** Berlin (A 115). † *Aronia nigra* **Op** Cranz (A 15). *Sorbus* **St** (P 68); **Schw** Juragebiet (M 2, 7). † *S. domestica* L. **Hc** Römhild (H 91); **Schw** Zürich (N 11), Calères, Nyon, Schaffhausen (S 67). *S. Aucuparia* L. **St** Hasting (H 56); **Kr** (P 16). *S. Aria* (L.) Crantz **Kr** (P 16).

S. *torminalis* (L.) Crantz **N** Lobau (A 79); **St** Stransko b. Römerbad (H 56); **Kr** (P 16); var. *mollis* Beck **Schw** Vengeron, Chambery b. Genf (B 19, R 34). *S. Chamaemespilus* (L.) Crantz **N** Seitenstetten (H 11); **Kr** (P 16). *S. Austriaca* (Beck) Hedlund **St** Liechtensteinberg b. Judenburg (H 56). *S. Aria* × *Aucuparia* (*S. hybrida* Smith) **E** (J 45); **Schw** Vallée de Joux (A 117), Hirzel (S 67), Verrières (T 40), Waadt (M 38), Neuchateler Jura (T 33). *S. Aria* × *Aucuparia* (*S. Thuringiaca* Ilse) **T** Bondone in Judikarien, Gnadenwald b. Hall (H 131). *S. Aria* × *Chamaemespilus* **E** (J 45). *S Aria* × *torminalis* (*S. latifolia* Pers.) **E** Vogesen (J 45) **Schw** Neuenburg (T 40).

Epilobium L. **Bd** (H 128). *E. angustifolium* L. **Sw** Röm (J 1). **Ns** Norderney (S 12). *E. Fleischeri* Hochst. **Wp** Mengen (E 9): **B** Eckbach b. Hinterstein (V 25). *E. Dodonaei* Vill. (*E. rosmarinifolium* Haenke), **Bd** Kleinkems (F 85), Herthen (L 32), Müllheim, Rosenegg, Hohenthengen (H 128), Freiberg (T 5): **Wb** Mengen (E 9); **Bö** Krumau (P 9); **M** Setzdorf (L 9): **St** Peggau (F 80): **K** Klagenfurt: Bleiberg (S 2). *E. hirsutum* L. **Op** Heydekrug (F 89): **Br** Frankfurt (B 121); **Hc** Eisleben (H 37): **St** Sachsenfeld (F 68); var. **contractum** Hausskn. **Hc** Eisleben (H 37). *E. parviflorum* f. **aprica** Hausskn. **Hc** Eisleben (H 37); f. **verticillata** Rohlena **Bö** Castolovice (R 44). *E. montanum* L. **N** Heßhütte (A 94): var. *grandiflorum* Kerner **Schw** Tessin (C 22). *E. collinum* Gmel. **N** Spittelmaisberg b. Retz (T 3). *E. adnatum* Griseb. (*E. tetragonum* auct.) **Sw** Hamburg: Mellenburg (P 35); **L** Parenzo (C 2). *E. trigonum* **Schw** St. Gallen (S 38). *E. anagallidifolium* Lam. (*E. alpinum* auct.) **Bd** St. Peter (L 32); **K** Rattendorfer Alpe (S 2). *E. nutans* Tausch **S** Kaprun (H 40): **Schw** Tessin (C 22). Berner Oberland (F 25); Freiburg (J 29). *E. obscurum* „Rchb." **Schw** Freiburg (J 29). *E. spicatum* f. *brachycarpa* (*E. brachycarpum* Leight.) **Schw** Tessin (C 22). *E. Lamyi* F. Schultz **Os** Dresden (S 61); **Bd** Roßkopf (H 128): f. **verticillata** Rohlena **Bö** Leitmeritz (R 44). *E. adnatum* × *parviflorum* **Hc** Eisleben (H 37): **Schw** Freiburg (J 30). *E. alpestre* × *alsinefolium* **St** Steinhaus a. S. (R 5). *E. alpestre* × *montanum* (*E. pseudotrigonum* Borbás) **N** Heßhütte (A 94): **St** Steinhaus a. S. (R 5). *E. decurrens* × *montanum* **Schw** Zürich (N 11). *E. hirsutum* L. × *montanum* L. **Hc** Eisleben (H 37): **V** Feldkirch, Frastanz (M 101). Zürich ? + (N 11): f. **tomentosa sericea** Hausskn. (*sericeum Schumacher* in herb.). f. **seminuda** Hausskn. **Hc** Eisleben (H 37). *E. montanum* × *parviflorum* **Op** Straddicktal (A 13). *E. montanum* L. × *roseum* Schreb. **Wp** Löbau (L 23): **B** Weides (V 25); **Schw** Zürich (N 11). *E. nutans*

Schmidt × *palustre* L. **T** Roßkogl, Patscherkofel (M 79). *E. obscurum* × *palustre* (*E. Schmidtianum* Rostkov) **Hc** Jena (D 21). *E. parviflorum* × *montanum* (*E. limosum* Schur) **N** Seitenstetten (H 11) *E. parviflorum* × *palustre* (*E. virgatum* Reut.) **T** Innsbruck (M 79); **Schw** Freiburg (J 30). *E. parviflorum* × *roseum (E. foliosum* Ficin.) **Hc** Jena (D 21); **St** Aussee (R 5); **T** Afling (M 79). *E. roseum* × *parviflorum* (*E. persicinum* Rchb.) **Schw** Freiburg (J 29, 30). *E. trigonum* × *montanum* **Schw** Scheebelhorn: Hübschegg (S 67). Dägelsberg (N 4). *Oenothera biennis* L. **St** Cilli (F 61); **L** Parenzo (C 2); var. *parviflora* **Op** Neidenburg (H 103); **Wp** Steegen (P 70). † *Oe. muricata* L. **Ns** Borkum (S 131), Wangeroog (F 37); **Br** Frankfurt (A 115); **B** Nürnberg (E 26, G 66). *Oe.* **ammophila** Focke **Ns** Oestliche ostfriesische Inseln (F 40), Cuxhaven (F 41). † *Oe. grandiflora* Ait. **Sl** Leobschütz (S 19); **N** mehrfach (T 3). † *Oe. Lamarckiana* **B** Großreuth (S 123). † *Oe. sinuata* L. **T** Innsbruck (M 79); **Schw** Zürich (N 11); Freiburg (T 5). † *Oe. muricata* × *biennis (Oe. Braunii* Döll) **E** Straßburg (L 47). *Isnardia palustris* L. **Schw** Solothurn (P 83, R 34). *Circaea Lutetiana* L. **Op** Pillkallen (F 93); **Ps** Alt-Boyen (V 32); **B** Isargebiet (G 20); var. *villosa* **B** Hersbruck (S 123). *C. intermedia* Ehrh. **Op** Puschdorf (A 40), Insterburg (L 20). **Wp** Löbau (L 24); **Sw** Mellenburg (P 35); **E** Sarrebourg (B 10); **Bd** mehrfach (L 32, 33); **B** Rosenheim, Weilheim, Oberaudorf, Kiesersfelden (V 20), Artelshofen (S 123); **Schw** Côtes du Doubs, Le Locle (T 40); Hinter Rumpf (S 27). *C. alpina* L. **Op** Johannisburg (K 3); Heydekrug (F 90); Pillkallen (F 93); Neidenburg (H 103); **Bd** Vordertodtmoos (L 33); **Schw** Berner Oberland (F 25). *Trapa natans* L. (L 28, R 7); **Os** Frohburg (S 61); **Ms** Dessau: Kühnauersee (L 28); **B** Unterbürg (S 123); **M** Mariahilf und Pistowitz (F 44); **St** Wundschuh (F 63, 78); **Schw** (T 36), Neuenburg + (R 34). † *Clarkea pulchella* Pusch **Sl** Lüben (S 82).

Halorrhagaceae (S 23). *Myriophyllum verticillatum* L. **Wp** Eulenbruch b. Heubude (K 6); **L** Parenzo (C 2); **Schw** Solothurn (L 59, P 83, R 34); var. *intermedium* Koch **K** Millstädter u. Ossiacher See (P 85); c. *pectinatum* **Wp** Löbau (P 81). *M. spicatum* L. **K** Bleiberg (F 51); var. **brevifolium** Schroet. et Wilcz. **Schw** Locarno (S 82). *M. alternifolium* DC f. **terrestre** P. Junge **Sw** Eiderstedt. Röm (J 48).

Hippuris vulgaris L. **Op** Heydekrug (F 89); **Sw** Nützen (P 34); **Ps** Alt-Boyen (V 32); **B** Isargebiet (G 20); **N** Lobau (A 79); **St** Judenburg (F 61); **Schw** Steinengrundsee (N 9), Berner Oberland (F 25); var. *fluviatilis* Hoffm. **Wp** Danziger Niederung (P 75).

Lythraceae (K 37). *Lythrum Salicaria* L. **St** Maria Tros

(H 56). *L. hyssopifolium* L. **Ns** 0 (B 147); **B** Lonnerstadt (H 21); **Schw** Zürich (N 11). † *L. Graefferi* Ten. **Schw** Zürich (N 11). *L. Salicaria* L. × *virgatum* (*L. scabrum* Simonk.) **N** Dürnkrut a. Marchfelde (R 3, T 4). *Peplis Portula* L. **Ps** Schubin (M 64); **Hc** Hautsee (B 85); **Bd** mehrfach (L 32, 33); **Bö** Reichenberg (M 48). f. **callitrichoides** Rohl. in sched. **Sw** Hamburg (P 33); **Bö** Přepychy (D 43, 45).

Myricaria germanica Desv. **B** Isargebiet (G 20); **Schw** Val Chiamuera 1980 m (S 67), Marins (T 34).

Bryonia alba L. **Ps** Alt-Boyen (V 32); **Hc** Halle (F 28); **B** Isargebiet (G 20), Pilsting, Dingolfing (G 19). *B. dioica* Jacq. **Bd** Kelthgau (L 32). † *Citrullus vulgaris* Schrad. **Br** Köpenick (A 115); **Kr** (P 16). † *Ecballium Elaterium* (L.) A. Rich. **Schw** Zürich (N 11).

Portulaca oleracea L. **Ns** Borkum (S 131); **Bd** Galgenbuck (H 128); **N** Wien: Heugasse (V 9). *P. sativa* Haw. **B** Nürnberg (S 123). *Montia rivularis* Gmel. **Hc** Thüringen (R 49); **Schw** Graubünden (B 129). *M. minor* Gmel. **B** (P 53); **M** Doubravnik (W 39). † *Claytonia perfoliata* Donn. **Br** Düppel (W 18). † *Calandrinia pilosiuscula* **Br** Werder (A 115).

Herniaria glabra L. **Hc** Erfurt (R 52); **B** Nürnberg (S 121); **N** Seitenstetten (H 11); **Kr** (P 12); **Schw** Solothurn: Lauterbach (P 83, R 34), Zürich (N 11); var. *puberula* Peterm. **Ps** Schubin (M 64); var. *scabrescens* Roemer **T** Nomi, Trient, Vinstgau (M 90). *H. hirsuta* L. **Schw** Ellikon b. Zürich (N 4), Rheinau (N 7). *Illecebrum verticillatum* L. **Os** Holzdorf—Brandis b. Schweinitz (D 21); f. **fluitans** P. Junge **Sw** Poppenbüttel (P 35). *Paronychia Kapela* (Hacq.) Kern. (*P. capitata* Lam.) **L** Ossero auf Lussin (W 55).

Scleranthus perennis L. **B** Isargebiet (G 20); f. **setifolius** Podb. **Bö** Böhmisch-Krumau (P 48). † *S. collinus* Horn. **Schw** Zürich (N 11). *S. intermedia* var. *fastigiatus* Celak. **M** Wlkosch (W 37). *S. annuus* × *perennis* **Sw** Hamburg (P 33); **Hc** Halle (F 28); **E** (J 45).

Sedum Rhodiola DC. (*Rhodiola rosea* L., *Sedum roseum* Scop.) **N** Heßhütte (A 94), Dürrnstein (A 74); **Schw** Tessin (C 24, R 34). *S. purpureum* (L.) Link **Op** Heydekrug (F 89); **Os** Zschopautal (S 59). *S. Hispanicum* L. **K** Raibl (S 2); **Schw** Freiburg (J 29); † var. *Bithynicum* Boiss. **Schw** Zürich (N 11). *S. villosum* L. **Bd** St. Ulrich, Hugstetten (F 85), Engelschwand (L 32); **Schw** Freiburg (J 30). *S. atratum* L. **N** Heßhütte (A 94). *S. annuum* L. **St** Untertal b. Schladming (H 56). *S. album* L. **Wp** Steegen (P 70). *S. dasyphyllum* L. **E** Wildenstein 0 (J 45); **St** Peggau (F 80); var. *glanduliferum* (Guss.) **Schw** Fully: Airolo (S 67). *S. boloniense* Lois.

(*S. sexangulare* auct.) **Wp** Deutsch-Krone (L 41); **Mr** Zweibrücken (T 42); **B** Artelshofen (S 123). *S. carinthiacum* Sch., N. et K. **N** Heßhütte (A 94). *S. alpestre* Vill. (*S. repens* Schleich.) **Schw** Tessin (C 22). *S. rupestre* var. *reflexum* L. **Wp** Weichselgelände (S 53), Deutsch-Krone (L 41); **Mr** Zweibrücken (T 42); **Bd** Schlichttal (F 84); **Bö** Brüxer Mittelgebirge (D 36); **L** Parenzo (C 2); **Schw** Berner Oberland (F 25). *S. elegans* Lej. var. *aureum* Wirtg. **E** Sierck (B 10). † *S. Aizoon* L. **Wb** Hall (E 9). † *S. albescens* Haw. **Hc** Jena (D 21). † *S. micranthum* Bastard **N** Aggsbach (D 21); **Schw** Freiburg (J 29). † *S. spurium* MB. **B** Nymphenburg (V 20); **T** Kematen (H 14); **Schw** Zürich (N 11). *Sempervivum* (H 131). *S. tectorum* L. **Wp** Putzig (L 4). *S. alpinum* Griseb. **Schw** Freiburg (J 29). *S. Wulfeni* Hoppe **St** St. Oswald (F 61); **T** Val di Sole: Tonale (F 20). *S. montanum* L. **Schw** Tête au Moine, Seex—Rond (B 20). *S. soboliferum* Sims **Op** Johannisburg (K 4, F 91); **Wp** Neufähr—Heubude (A 91), Weichselgelände (S 50, 53); **Br** (S 106); **Ps** Alt-Boyen (V 32); **Bö** Krumau (P 9). *S. Gaudini* Christ (V 2); **Schw** Tessin (C 30). *S. montanum* > × *arachnoideum* (*S.* **montaniforme** Hut.) **T** Brenner (H 131). *S. arachnoideum* × *montanum* (*S. Funkii* F. Braun) **T** Brennergebiet, Schneeberg, Kals, Teuschnitz, Virgen, Ahrntal (H 131), Val di Sole: Tonale (F 20). *S. montanum* > × *Wulfeni* (*S. Braunii* Funk) **T** Mittelbergferner (H 131); **Schw** Alp Astras dadaint im Scarltal (S 67).

† *Tetragonia expansa* Ait. **E** (J 45); **Schw** Zürich (N 11).

Ribes alpinum L. **Bd** mehrfach (L 32, 33); **Wb** Willmandingen (E 9). *R. nigrum* L. **Wp** Deutsch-Krone (L 41); **Ps** Alt-Boyen (V 32); **Hc** Schmücke (R 52); **Schw** Solothurn (L 10). *R. petraeum* Wulf. **B** Bayerischer Wald ? (P 27); **Schw** Moulin (T 33), Wallis (P 6). *R. rubrum* L. **Ps** Alt-Boyen (V 32); b. *silvestre* Koch **Op** Wartnicken (A 12), Straddicktal (A 13), Tilsit (F 92), Neidenburg (H 103). *R. rubrum* × *petraeum* (*R. Kitaibelii* Doerfl., *R. ciliatum* Kit. non Humb. et Bonpl.) **T** Stubai: Mieders (D 21). *Saxifraga* **St** (H 44). § *Porphyrion* (H 61). *S. Aizoon* L. **Bd** (F 15), Röthenbach (H 128); **Wo** (E 15), Ulm (H 32); **B** (P 53); **St** Tragöß (F 68); **Schw** Pont du Vauseyon, Neuenburg (T 40); f. **elongata** Prohaska **K** Osternig (P 85). *S. Hostii* Tausch **K** Plöckenpaß (K 69). *S. altissima* Kern. **St** Peggau (F 80). *S. incrustata* Vest. **St** Sulzbach (H 56); **K** Plöckenpaß (K 69). *S. mutata* L. **B** (P 53); **St** Weichselboden (H 56); **Kr** (P 12); **Schw** Calanda 1800 m, Flimserstein 1500—1800 m (S 67), Versamertobel 750 m, Bärntritt 1270 m (B 129). *S. Burseriana* L. **B** Berchtesgaden (R 46); **Kr** (P 12). *S. Vandellii* Sternbg. **T** Kantkofel a. Mendel (H 131). *S.*

tombeanensis Boiss. **T** Mendel, Col Santo, Val di Ledro (H 131). *S. caesia* L. **Schw** Val Ferret (C 32), Gäbrisgebiet (S 38). *S. retusa* Gouan (V 1); **St** 0 (F 60, H 44); **Schw** Val di Bosco (B 5, C 28, G 75, R 34). *S. Wulfeniana* Schott (*S. retusa* auct. styr.) **St** (F 60, H 44), Zirbitzkogel (F 61). *S.* **Fassana** Handel—Mazzetti [ist *depressa* Sternb.] (H 18). *S. blepharophylla* Kern. **B** Dreithorspitz (V 25); **S St K** (F 60, H 44), Niedere Tauern (H 44). *S. oppositifolia* L. **Bd** (E 15); **Wb** Tettnang (E 15); **B** Lindauer Alpen (S 121); **St** (F 60, H 44); **Schw** Verzasca (C 26, 27). *S. Rudolphiana* Hornsch. **S St K T Schw** (F 60, H 44), Berner Oberland (F 28). *S. biflora* L. **St** 0 (F 60, H 44). *S. Kochii* Hornung **St** 0 (F 60, H 44). *S. macropetala* Kern. **St** Pasterze, Gamsgrube, Großglockner (H 131); **T** 0 (H 131); **Schw** Wallis (H 131). *S. tenella* Wulf. **K** Wischberg (D 21); **Kr** (P 16); **T** 0 (H 131). *S. aizoides L.* var. *atrorubens* Bertol. **Schw** Waadt mehrfach, 3000 m (B 20). *S. hirculus* L. **Op** Johannisburg (F 91, K 3); **Wp** Löbau (P 81); **Sw** Altona 0 (H 64); **Ns** Lehe (D 17 a). *S. stellaris* L. **Bd** (E 15); **Wb** Freudenstadt (E 15); **B** Berchtesgaden (R 46); **Kr** (P 12). *S. cuneifolia* L. **St** St. Johann, Graschnitztal, Hrastnigg (F 78); **Schw** Chaumont + (T 40). *S. moschata* Wulf. **St** Tragöß (F 68). *S. Carniolica* Huter **K** Wischberg (D 21, H 131); **T** Gschniz (H 131). *S. exarata* Vill. **Schw** Berner Oberland (F 25); var. *striata* Hall. fil. **Schw** Misox (S 152). *S. caespitosa* L. **Schw** Juragebiet (M 2). *S. decipiens* Ehrh. **Bd** Schwedenfelsen im Schüchthal b. Waldshut [ob + p. 383] (F 84, L 31), Füetzen (F 85). *S. aphylla* Sternb. **Schw** Tschingla (S 28). *S. sedoides* L. **St** Hochschwab (H 56); **K** Wischberg (D 21); var. *Hohenwarthii* (Vest) Engl. **St, K, Kr** (D 17). *S. Facchinii* Koch **T** Fedajapaß-Marmolata (H 18, 19). *S. planifolia* Lap. **Schw** Verzasca (C 26). *S. Seguieri* Spreng. **Schw** Verzasca (C 26). *S. ascendens* L. **St** Krebenze b. St. Lambrecht (H 56); **Kr** (P 12); **Schw** Graubünden (B 130). *S. tridactylites* L. **Op** Tilsit—Ragnit (F 93); **Hc** Thüringen (R 51); **Kr** (P 12). *S. petraea* L. und var. **K L T** (B 48); **Kr** (P 12): *S. granulata* L. **Wp** Deutsch-Krone (L 41). *S. cernua* L. **Schw** Berner Oberland (F 25); f. *ramosa* Gmel. **Schw** Wallis: Lens (P 2). *S. rotundifolia* L. **B** (P 53); **St** Reichenstein (F 61). *S. depressa* Sternbg. (*S. Fassana* Handel-Mazzetti olim) **T** Fassatal (H 19). *S.* **Fassana** Handel-Mazzetti s. *S. depressa* Sternbg. *S. pendulifera* [Webb.?] **Schw** Wallis (P 2). † *S. umbrosa* **Br** Freienwalde (A 115). *S. aizoides* × *caesia* (*S. patens* Gaud.) **S** Kaprun (H 40): **T** Kalksteineralpe (H 131); **Schw** Engadin (S 66), Scarltal, Ofenbach (S 67), Berner Oberland (F 25). *S. Aizoon* × *S. Cotyledon* (*S.*

Gaudini Brügg.) **Schw** Saastal (G 47), Tessintal (S 152). *S. Aizoon* × *incrustata* (*S. pectinata* Schott) **K** Canedulscharte, Visbachalpe (H 131). *S. biflora* × *super-oppositifolia* (*S. Huteri* Ausserd.) **T** (H 131). *S. biflora* > × *oppositifolia* (*S. hybrida* Kern.) **T** (H 131). *S. caesia* × *aizoides* (*S. Erdingeri* Huter) **T** Platzerberg, Höttingeralpe (H 131). *S. caesia* × *mutata* (*S. Forsteri* Stein) Höttingeralpe (H 131). *S.* **depressa** × **androsacea** (*S.* **Vierhapperi** Handel-Mazzetti) **T** Fassatal (H 19). *S. incrustata* × *Hostii* (*S. Engleri* Huter 1873) **K** Bärnlahner — Canedulalpe (H 131). *S. mutata* × *aizoides* **St** Zeiritz, Kampel (K 22). *S.* **sedoides** × **stenopetala** (*S.* **ingrata** Huter) **T** Brenner: Valmingalpe, 2600 m (H 131). *S. sedoides* × *tenella* (*S. Reyeri* Hut. 1875) **K** Canedulscharte (H 131), Wischberg (D 21). *Zahlbrucknera paradoxa* (Stbg.) Rchb. **St** (D 8, F 56), Hudinaschlucht b. Weitenstein (F 47); **K** (D 8). *Chrysosplenium oppositifolium* L. **B** (P 53); **Schw** Berner Oberland (F 25), Solothurn (L 50). *Parnassia palustris* L. **Op** Heydekrug (F 89), Johannisburg (F 91); **St** Pristova (F 52).

Umbelliferae (C 6). *Hydrocotyle vulgaris* L. **Ps** Alt-Boyen (V 32), Schubin (M 64); **Os** Voigtland (S 61); **Bd** Illmensee (H 128); **B** Dutzendteich (E 29). *Sanicula europaea* L. **Ps** Alt-Boyen (V 32); **Kr** (P 12). *Hacquetia Epipactis* (Scop.) DC. **M** Onjezd (L 12); **St** Rohitscher Sauerbrunnen (H 56); **Kr** (P 12). *Astrantia* (H 131); *A. alpestris* Einsele **T** Nordtirol (H 131). *A. major* L. **Ps** Alt-Boyen (V 32); **Hc** Hildburghausen (E 3); **Wb** Ulm (H 32, 34); **B** Pilsting (G 18); **Kr** (P 12), Vremščica (J 55); **Schw** St. Gallen (S 38), Neuenburg (T 40). *A. carinthiaca* Hoppe **Kr** (P 12). *A. bavarica* F. Schultz **Kr** (P 12). *A. minor* L. **Schw** Tessin hfg. (C 24, R 34), Verzasca (C 26); f. **involucrata** Chenev. **Schw** Tessin (C 21). *A. carniolica* Wulf. **St** Steineralpen: Sulzbach (H 56); **Kr** (P 12). *A. bavarica* × *major* (*A. Rissensis* Grembl.) **T** Kofleralpe: Hinterautal (H 131). † *Eryngium campestre* L. **Wp** Danzig (K 5); **Sw** Cuxhaven (P 41); **B** Oberschwarzach (H 21). *E. virens* Lam. **L** Lussin (W 55). *E. amethystinum* L. **Kr** (P 12). *E. maritimum* L. **Wp** Hela (S 141); Bohusack (A 93); **P** Göhren a. Rügen (G 71); **Sw** Schönhagener Nehrung (R 16), Cuxhaven (P 41); **L** Lussin (W 55). *E. alpinum* L. **K** Plöckenpaß (K 69); **Kr** (P 12); **Schw** Berner Oberland (F 25), Colombier de Gex (G 76, R 34). *E. planum* L. **Op** Johannisburg (K 4); **Wp** (T 10), Stargard (P 69), Löbau (P 81); **Ps** Schubin (M 64); **Schw** Zürich + (N 11). † *E. giganteum* M.-Bieb. **Schw** Zürich (N 11). *Cicuta virosa* L. **Hc** Eichsfeld (R 52), Hautsee (B 85); **Mr** Speyer (V 6); **E** Oberelsaß ? (J 45); **Bö** Krumau (P 9); **Schw** Lac des Tallières (T 33), Solothurn (L 50); var. *tenuifolia* Froel.

Op Johannisburg (K 3); **S** Zell a. S. (H 40). *Apium* (C 5). *A. graveolens* L. **Mr** Dürkheim (J 34). *Trinia glauca* (L.) Dumort. **Mr** Dürkheim (J 34); **N** Lobau (A 79); **Kr** (P 16). *Helosciadium repens* (Jacq.) Koch **E** Oberelsaß ? (J 45); **Schw** Niederglatt b. Zürich (N 4). *H. inundatum* (L.) Koch **Wp** Löbau (L 24). † *Falcaria vulgaris* Bernh. **Op** Königsberg (B 92), **Wp** Löbau (L 24); **Kr** (P 16). *F. pastinacifolia* Rchb. **Kr** (P 16). † *Ammi majus* L. **Schw** Zürich (N 11). *Aegopodium Podagraria* L. **Sw** Röm (J 1); var. **breviradiata** Podp. **M** (P 49). *Carum Carvi* L. f. **demissa** Murr **T** Jaufental (M 98). *C. Bulbocastanum* (L.) Koch **Ns** 0 (B 147); **N** Föhrenkogl (A 80); **Schw** Neuenburg (T 40). *Pimpinella magna* L. **L** Parenzo (C 2); var. *rubra* Hoppe **Schw** Walenstadtberg (S 28). *P. ternata* Ces. **T** Fieberbrunn (M 79). † *P. Anisum* L. **Schw** Basel (B 81), Zürich (N 11). *Berula angustifolia* (L.) Koch **Op** Heydekrug (F 89), Johannisburg (F 91); **Bö** Reichenberg (M 48); **K** Klagenfurt: Kühnsdorf (S 2); **Kr** (P 16). *Sium latifolium* L. **Bd** Mietersheim (F 85); **B** Isargebiet (G 20); **Kr** (P 16); **L** Parenzo (C 2). *Bupleurum tenuissimum* L. **Sw** Hamburg (P 33), Aaroe (P 34), Röm (J 1); **N** Zwingendorf im Pulkatale (T 4). *B. aristatum* Bartl. **Kr** Vremščiča (J 55); **L** Pola (M 81). *B. falcatum* L. **Wb** Ulm (H 32). *B. ranunculoides* L. **Schw** Chasseral (T 40), Sarine (B 20); var. *humile* **B** (P 53). *B. petraeum* L. **K** Plöckenpaß (K 69). *B. stellatum* L. **Schw** Tessin (C 24), Verzasca (C 26, R 34). *B. longifolium* L. **Wp** Kassubische Schweiz (A 93); **M** Ochoz (W 32), Wermsdorf (N 21); **St** Vordernberg (F 68); **Schw** Chasseral (T 40); var. *juranum* **T** Hall (M 80); var. **atropurpureum** Domin (*Diaphyllum longifolium β atropurpureum* Opiz, (1852) nom. nud.) **Bö** Kesselkoppe im Riesengebirge (D 43, 45). † *B. rotundifolium* L. **Kr** (P 16); **Schw** Obervatz 1200 m (S 67), Freiburg (J 29), Wallis (P 6), Liestal (H 81). † *B. Fontanesii* Guss. **T** Innsbruck (M 80). † *B. subovatum* Link **Schw** Zürich (N 11). *Oenanthe fistulosa* L. **Hc** Thüringen (R 51); **Mr** Zweibrücken (T 42); **N** Marchfeld: Siebenbrunn, Baumgarten (T 4); **St** Rohitscher Sauerbrunnen (K 56). *Oe. silaifolia* M.-Bieb. **Kr** (P 16). † *Oe. pimpinelloides* L. **Schw** Zürich (N 11). *Oe. aquatica* (L.) Lam. (*Oe. Phellandrium* Lam.) **Hc** Halle (F 28); **St** Wundschuh (F 63, H 56); **Kr** (P 16); **Schw** Mördersee (N 9), Andelfingen (N 7). *Foeniculum vulgare* Mill. (*F. capillaceum* Gilib.) **B** Isargebiet (G 20); **Schw** Zürich (S 25). *Aethusa Cynapium* L., var. *agrestis* Wallr. **K** Gailtal (P 85). *Ae. cynapioides* M.-Bieb. **N** Seitenstetten (H 11) *Seseli* (C 3). *S. elatum* L. (*S. Gouani* Koch) **Kr** (P 16). *S. glaucum* Jacq. (*S. osseum* Crantz) **Kr** (P 16). *S. annuum* L. (*S. coloratum* Ehrh.)

Wp Rosenberg (P 74), Stargard (P 69), Löbau (P 76); **Br** Landsberg a. Warthe (B 93); **St** St. Peter—Freienstein (F 68), Judenburg (F 61), Kalvarienberg b. Graz (H 56); **Kr** (P 16); var. **tenuifolium** Fritz **Bö** Lysá (D 45). *S. Tommasinii* Rchb. **L** Pola (D 21). *Seselinia Austriaca* Beck **N** Guttensteiner Tal (T 3). *Libanotis montana* Crantz (*Seseli Libanotis* Koch) **Op** Johannisburg (K 3, 4); **Wp** Löbau (V 76); **Sw** Hamburg (P 33); **Os** Voigtland (S 61); **Wb** Ulm (H 32); var. *minor* Koch **K** Gailtal (P 85); var. *daucifolium* Scop. **Schw** Tessin (C 21). *Cenolophium Fischeri* Koch **Op** Heydekrug (F 89), Tilsit (F 92), Tilsit—Ragnit (F 93). *Cnidium apioides* (Lam.) Spreng. **Kr** (P 16). *C. venosum* (Hoffm.) Koch **Op** Johannisburg (K 3, 4); **Wp** Löbau (P 76); **Sw** Hamburg (P 34); **Ps** Alt-Boyen (P 32). *Athamantha cretensis* L. **Wb** (E 15); **B** Berchtesgaden (R 46); **St** Steineralpen: Okřeselhütte (H 56); f. *involucrata* **T** Innsbruck (M 98). *Silaus pratensis* (Crantz) Bess. **Os** Voigtland (S 61). *Meum athamanticum* (L.) Jacq. **Os** Bischofswerder (S 61); **St** Pflegalm (F 61), Tragöß (F 68); **Schw** Jura (T 33). *M. Mutellina* (L.) Gaertn. **Bd** Schonach, Vöhrenbach, Feldberg (E 15); var. *genuinum* Rouy et Camus u. var. *elatius* Rouy et Camus **Schw** (B 17, S 71). *Pachypleurum simplex* (L.) Rchb. **B** Berchtesgaden (R 46). *Conioselinum tataricum* Fischer **Op** Rominter Heide (A 7), Insterburg—Goldapp (P 72). † *Levisticum officinale* Koch (*L. paludapifolium* Aschers.) **Op** Heydekrug (F 90); **Sw** Lütjensee (P 35); **Schw** Zürich (N 11) *Selinum carvifolia* L. **Op** Heydekrug (F 90), Johannisburg (F 91); **Sw** Hamburg (P 32); **Ps** Alt-Boyen (V 32); **Bd** Hottingen—Häuner (L 33); **St** Gratwein (F 64); **Kr** (P 16); **Schw** Solothurn (L 50). *Ostericum palustre* Bess. **M** Olmütz (P 50), Czernowiz (C 48). *Angelica silvestris* L. var. **deltoidea** Rohlena **Bö** Opočno (R 44). *Archangelica officinalis* Hoffm. ? **Hc** Haubinde (E 3, 4). *Ferulago nodiflorum* (L.) Koch **Kr** (P 16). *Peucedanum* (C 4). *P. officinale* L. **Hc** südliches Thüringen mehrfach (E 3); **E** Vogesen (J 45); **B** Bayerischer Wald (P 27). *P. parisiense* DC. **Kr** (P 16). *P. Chabraei* (Jacq.) Gaud. (*P. carvifolia* Vill.) **B** Altmühlgebiet (S 123); **St** Gratwein (F 64), Judenburg (F 61); **Kr** (P 16); **L** Parenzo (C 2). *P. Schottii* Bess. **Kr** (P 16). *P. petraeum* Noë **Kr** (P 16). *P. Cervaria* (L.) Cusson **Wp** Löbau (P 81); **Wb** Ulm (H 32. 34); **Kr** (P 16). *P. Oreoselinum* (L.) Moench **Kr** (P 16). *P. alsaticum* L. **Hc** Gompertshausen, Gleichberge (E 3); **Bd** Schriesheimertal (F 85). *P. venetum* Koch **Kr** (P 16). *P. austriacum* Koch **Schw** Ormonts (C 36). *P. verticillare* L. (*Tommasinia verticillaris* Bertol.) **Kr** (P 12). *P. palustre* (L.) Moench (*Thysselinum palustre* Hoffm.) **Hc** Schleusingen (E 3), Erfurt (R 9); **Wb**

Friedrichshafen (E 12); **M** Zwittau (W 39); **Kr** (P 16). *Imperatoria Ostruthium* L. **E** Oberelsaß ? (J 45); **B** (P 53). † *Anethum graveolens* L. **Schw** Zürich (N 11). *Pastinaca sativa* L. **Mr** Zweibrücken (T 42); **Kr** (P 12). *P. opaca* Bernh. **Wb** Hirsau, Stuttgart (E 12). *P Fleischmanni* Hladn. **Kr** (P 12). *Heracleum* **Schw** Juragebiet (M 2). *H. Sphondylium* L. **B** Bayerischer Wald (P 27); **L** Parenzo (C 2); var. **insigne** Hut. et Porta **T** Monte Stivo b. Bologniano 800—1000 m (H 131). *H. elegans* Jacq. **Hc** Steinbach—Hallenberg (R 52); **Wb** Ulm (H 33); **B** Osterwarngau, Wolfrathshausen (V 20). *H. longifolium* Jacq. **St** Weichselboden im Salzatale (N 25). *H. montanum* Schleich. **Schw** Freiburg (J 30). *H. austriacum* L. **B** Berchtesgaden (R 46). *H. siifolium* Rchb. **Kr** (P 16). † *Tordylium maximum* L. **Sw** Wandsbeck (P 35). *Siler trilobum* (L.) Scop. **M** Auspitz (W 39). *Laserpitium latifolium* L. **Wp** Löbau (L 24), Kassubische Schweiz (A 93); **Hc** Halle (F 28); **Wb** Ulm (H 33, 34); **St** Peggau (F 80); **Kr** (P 16); **Schw** St. Gallen (S 38). *L. marginatum* W. et K. **Kr** (P 12). *L. Gaudini* Moretti **Schw** Graubünden (B 130). *L Siler* L. **Kr** (P 16). *L. peucedanoides* L. **Kr** (P 16). *L Panax* Gouan *(L hirsutum* Lam.) **Schw** Verzasca (C 26). *L. prutenicum* L. **Op** Wartnicken (A 12), Johannisburg (K 34); **Wp** Kassubische Schweiz (A 93); Rosenberg (P 74); Löbau (L 24); **Me** Neubrandenburg (K 38); **Hc** Hildburghausen (E 3); **Kr** (P 16); var. *hirsutum* Wallr. und var. *glabrum* Wallr. **B** Freising (P 53). *L. Archangelica* Wulf. **Kr** (P 12). † *Orlaya grandiflora* (L.) Hoffm. **Bd** mehrfach (L 32), Birkingen, Unteralpfen (L 33); **N** Wien (R 2); **Kr** (P 16); **Schw** Wallis (P 6). *Daucus Carota* L. **Op** Heydekrug (F 89); **Kr** (P 12); f. *glaber* Opiz **T** Valsugana: Povo (M 79). † *D montevidensis* Link **E** Straßburg (L 47). † *Caucalis daucoides* L. **Op** Königsberg (B 92); **Sw** Hamburg (P 33); **Br** Berlin (A 115); **B** Mönchstockheim (H 21); **Bö** Krumau (P 9); **Kr** (P 16). *C. leptophyllos* L. **T** Valsuganabahn (M 90). † *Turgenia latifolia* (L.) Hoffm. **Sw** Hamburg (P 33); **Os** Dresden (S 61); **Schw** Zürich (N 11). *Torilis infesta* (L.) Hoffm. (*T. helvetica* Gmel.) **Bd** Freiburg (T 5); **B** Mönchsstockheim (H 21); var. *anthriscoides* DC. **Schw** Tessin (C 19), Solothurn (L 50). † *T nodosa* (L.) Gaertn. **Sw** Hamburg (P 33); **Schw** Zürich (N 11). *Scandix pecten Veneris* L. **B** Mönchsstockheim (H 21); **Kr** (P 12). *Anthriscus silvestris* var. *tenuifolius* DC. **E** Sulzer Belchen [*A. nitida* b. Garcke] (J 38). *A. nitidus* (Wahlenb.) Garcke **E** Vogesen (J 45). † *A Cerefolium* (L.) Hoffm. *(Chaerophyllum Cerefolium* Crantz) **Br** Buckow (A 115); **Schw** Zürich (N 11). *A. vulgaris* Pers. **Ps** Alt-Boyen (V 32); **B** (P 53). *A. torquatus* Thomas **Schw** Juragebiet (M 2). *Chaerophyllum* (B 14).

Ch. temulum L. **Ps** Alt-Boyen (V 32); **Schw** Berner Oberland (F 25). *Ch. bulbosum* L. **Wp** Löbau (P 76), Weichselgelände (S 50, 53); **Kr** (P 12); **Schw** Zürich + (N 11). *Ch. aureum* L. **Wb** Ulm (E 12); **B** Hersbruck (S 123); var. **major** Prohaska **K** Gailtal (P 85). *Ch. Villarsii* Koch (*Ch. hirsutum* Vill. non. L.) **St** Judenburg (F 61); **Schw** Sarine (B 20), Hoherhone (N 4); var. **Briqueti** Chenev. **Schw** Tessin (C 19). *Ch. hirsutum* L. (*Ch. Cicutaria* Vill.) **Op** Gallingen (A. 50); **Wb** Wildbad (E 12); **St** Vordernberg (F 68). *Ch. aromaticum* L. **Op** Tilsit—Ragnit (F 93), Johannisburg (K 3). *Ch. lucidum* Moretti **Schw** Val Lavizzara in Tessin 1200 m (C 18). *Myrrhis odorata* (L.) Scop. **Bö** Reichenberg (M 48); **Kr** (P 12); **Schw** Vallée de Joux (A 117). *Molopospernum peloponnesiacum* (L.) Koch (*M. Cicutaria* DC.) **Schw** Verzasca (C 26). *Conium maculatum* L. **Op** Johannisburg (K 3, F 91); **Wp** Rosenberg (P 74); **B** Nürnberg (G 66); **N** Seitenstetten (H 11); **St** Gratwein (F 57); **Schw** Stürvis, Chur (B 130). *Pleurospermum austriacum* (L.) Hoffm. **Wp** Löbau (P 81), Kassubische Schweiz (A 93), Rosenberg (P 74); **Schw** St. Gallen (S 38). *Hladnikia golacensis* (Hacq.) Koch **Kr** (P 12). † *Smyrnium perfoliatum* (L.) Mill. **Schw** Zürich (N 11). † *S. Olusatrum* L. **Schw** Zürich (N 11). † *Bifora radians* M.-Bieb. **Schw** Aclens (A 76), Zürich (N 11); Münsingen (N 3). † *B. testiculata* (Roth) DC., „Rchb.“) **T** Avio (M 90). † *Coriandrum sativum* L. **Sw** Wandsbeck (P 35); **Kr** (P 12).

Cornus sanguinea L. **Op** Tilsit—Ragnit (F 93); **Mr** Speier (V 6); **N** Olberndorf (D 21), Mauer (F 51); **Kr** (P 12); **Schw** Vallée de Joux (A 117). *C. mas* L. **Mr** Speier (V 6); **N** Olberndorf (D 21); **S** Attersee—Mondsee (V 9); **St** Geisberg b. Graz (H 56); **Kr** (P 12). *C. suecica* L. **Ns** Geestemünde (P 40). † *C. stolonifera* Michx. **Schw** Zürich (N 11).

Adoxa Moschatellina L. **Op** Tilsit—Ragnit (F 93); **Wp** Deutsch-Krone (L 41); **B** Isargebiet (G 20), Opfenried (P 53); **N** Anninger (A 74); **Schw** Avers: Capetta Wald 1950 m (S 67), Berner Oberland (F 25).

Ebulum humile Garcke (*Sambucus Ebulus* L.) **B** (P 53); **Kr** (P 16). *Sambucus nigra* L. **Wp** (T 10); **Bö** Prag (H 28); **N** Lobau (A 79); **Kr** (P 16); var. *laciniata* Koch **T** Boazzo in Val di Daone (H 131); var. *haematactea* u. *hydroactea* **Br** (A 115). *S. racemosa* L. **Op** Königsberg (T 10); **Wp** Löbau (P 81); **Bö** Leitmeritz (A 63); **Kr** (P 16). *Viburnum Lantana* L. **Bd** Immereich—Brunnadern (L 33); **N** Lobau (A 79); **St** Kapfenberg (F 68); **Kr** (P 12); var. **cuspidata** Rechinger **St** Aussee (R 5). *V. Opulus* L. **Ps** Alt-Boyen (V 32); **B** Bayerischer Wald (P 27); **Kr** (P 12). *Lonicera Caprifolium* L. **Hc** Erfurt + (R 13);

Kr (P 16); **Schw** Zürich + (N 11). *L. Periclymenum* L. **Wp** Bohnsack (A 93). *L. Xylosteum* L. **Op** Tilsit (F 92); **Kr** (P 16). *L. nigra* L. **Bd** mehrfach (L 33). *L. coerulea* L. **Schw** Sarine (B 20), Moulin (T 33). *L. alpigena* L. **B** Isargebiet (G 20); **St** Dost (F 78), Schießling (F 78), Merzlica—Planina (F 61); **Kr** (P 16). *Linnaea borealis* L. **Op** Schwarzort (A 16), Johannisburg (K 3), Heydekrug (P 89); **Wp** Stargard (P 69), Nickelswalde—Pasewark (A 93); **Me** Dobbertin (S 151); **Sw** Hamburg (P 33); **Br** (S 105), Rheinsberg (S 103); **Hc** Brocken 0 (L 42); **Schw** Lens (B 16, S 67), Wallis (B 16). † *Symphoricarpus racemosus* (L.) Michx. **Schw** Zürich (N 11).

Sherardia arvensis L. **Kr** (P 16); var. *hirta* Uechtr. **Wp** Danzig (G 59). *S. maritima* Grieseb. **Kr** Adelsberg (B 107). *Asperula arvensis* L. **K** Klagenfurt: Kühnsdorf (S 2); **Schw** Chambrelin (T 21, 37, R 34). *A. longiflora* W. et K. **Kr** (P 16). *A. tinctoria* L. **Op** Johannisburg (K 4); **Wp** Löbau (L 24): **Hc** Thüringen (R 49); **Schw** Brazel (T 33). *A. cynanchica* L. **St** Sachsenfeld (F 61); **Kr** (P 16); **Schw** Berner Oberland (F 35). *A. aristata* L. f. **Kr** (P 16). *A. odorata* L. **Op** Johannisburg (K 4); **Wp** Deutsch-Krone (L 41); **Mr** Zweibrücken (T 42); **B** Isargebiet (G 20); **St** Walzgraben b. Rein (H 56); **Kr** (P 16); **Schw** Berner Oberland (F 25), Wallis (P 6); var. **coriacea** Rohl. in sched. **Bö** Tyniště (D 43, 45). *A. Aparine* M.-Bieb. **Wp** Stargard (P 69, 72). *A. glauca* (L.) Bess. (*A. galioides* M.-Bieb.) **Ns** Osnabrück 0 (M 68); **Schw** Waadter Jura: Six Fontaines (P 62), Wallis (P 6), Rensenau—Rothenbrunnen (B 129); var. **laetevirens** Domin **Bö** Karlstein u. Srbsko (D 36). *Crucianella latifolia* L. (*C. angustifolia* L.) **L** Parenzo (C 2). *Rubia tinctoria* L. **Schw** Wallis (P 6). *Galium cruciatum* (L.) Scop. **Bö** Krumau (P 9). *G. vernum* Scop. **B** Gleisental b. München (S 121); **Schw** Leggia, Misox (S 67). *G. pedemontanum* All. **N** Spittelmeisberge b. Retz (T 1). *G. tricorne* With. **B** Sendling (V 20); **Kr** (P 16); **Schw** Zürich (S 25). *G. trifidum* L. **St** Seetal i. d. Judenburger Alpen (K 57), Frauenlacke (F 61). *G. Aparine* L. **Kr** (P 16). *G. tenerum* Schleich. **Schw** Solothurn (L 50), Freiburg (J 29), Tessin (C 31). *G. Vaillantii* DC. **T** Pergine (M 79); **Schw** Tessin (C 19). *G. spurium* L. **Sw** Hamburg (P 33); **Ps** Malta (P 28); **Schw** Tessin (C 31). *G. uliginosum* L. **Kr** (P 16); var. *caespitosum* **Ps** (P 28). *G. parisiense* L. **Schw** Andelfingen u. Rheinau (N 7). † *G. litigiosum* DC. **Schw** Zürich (N 11). † *G. anglicum* **E** Sablon (B 10). † *G. divaricatum* Lam. **T** Valsugana (D 21). *G. palustre* L. **Ns** Wangeroog (F 37). *G. rotundifolium* L. **Br** Pinow zw. Pritz u. Guben (A 106); **Bd** Säckingen (L 33); **B** (N 13), Isargebiet (G 20); **S** Attersee — Mondsee (V 9); **St** Platte b. Graz (F 61); **Kr** (P 16); **Schw** Ballaigues (C 11), Allmann Kamm (S 27); var. **latifrons** Domin **Bö** Studený b. Hostomice (D 26). *G. boreale* L. **Op** Johannisburg (K 3); **Me** Neubrandenburg (K 38); **Sw** Hamburg (P 32); **Kr** (P 16); **Schw** Berner Oberland (F 25), Brazel (T 33). *G. hyssopifolium* Hoffm. **Sl** Rosenberg (S 85); **St** Wechsel b. Friedberg (H 49); **Schw** Solothurn (L 50). *G. verum* L. **K** Raibl (S 2); **Kr** (P 16). *G. praecox* (Lang) **N** Strenzberg b. Haag (H 8). *G. silvaticum* L. **Ns** Osnabrück (M 68); **L** Parenzo (C 2). *G. Schultesii* Vest **Wp** Rosenberg (P 74), Löbau (L 23, P 76); **Ps** Alt-Boyen (V 32). *G. aristatum* L. **T** Kufstein (H 40). *G. elatum* Thuill. **Wp** Löbau (P 81); **K** Gailtal (P 85). *G. erectum* Huds. **K** Urbani, Golz (P 85). *G. lucidum* All. **K** Möderndorf (P 85); var. *meliodorum* G. Beck **St** Hieflau i. Gesäuse (H 56). † *G. Gerardi* Vill. (*G. rigidum* Vill.) **Schw** Zürich + (N 11). *G. rubrum* L. var. *obliquum* (Vill.) Brig. **T** Innsbruck (G 60); **Schw** Tessin (C22). (*G. saxatile* L., *G. hercynicum* Weigel) **Wp** Deutsch-Krone (A 11); **Br** (S 105); **Bd** mehrfach (L 33). *G. asperum* Schreb. (*G. silvestre* Pollich). **Wp** Weichselgelände (S 50); var. *glabrum* Sm. **Wp** Weichselgelände (S 53); **Hc** Erfurt (R 52); var. *tenue* Vill. **Schw** Allmannstett (N 7); Tessin (C 19); var. **rhodanthum** Briq. **Schw** Tessin (C 19. S 67); ssp. *lineare* var. *scabrum* Briq. **T** Nomi (G 60); **Schw** Tessin (C 22); var. *Austriacum* (Jacq.) **T** Meran (G 60); **Schw** Tessin (C 22). *G. helveticum* Weigel **B** Berchtesgaden (R 46); **St** Schwadring a. Dachstein (H 56); *G.* **mollugo-verum** var. **praecox** (*G.* **Grenchense** Lüscher) **Schw** Grenchen b. Solothurn (L 50). *G. rigidum* × *verum* **Schw** Tomils (B 129). *G. verum* × *Mollugo* (*G. ochroleucum* Wolff) **Op** Johannisburg (K 3, 4); **Sw** Heilsminder Bucht (R 16); **Ns** Norderney (S 12); **B** Sendling (V 20); **Schw** Rothenbrunn—Scheid (B 129), Freiburg (T 5), Solothurn (L 50). *G. verum* × *Mollugo* f. *angustifolia* Čelak. **M** Watzenowitz (W 28).

Valeriana officinalis L. **N** Moosbrunn (F 51); **Schw** Berner Oberland (F 25). *V. exaltata* Mikan **S** Salzburg (F 51). *V. excelsa* Poir. **Schw** Langnau (S 27). *V. angustifolia* Tausch **O** Steyer (F 51). *V. sambucifolia* Mikan **S** Salzburg (F 51); **St** Vordernberger Reichenstein (K 68); **Schw** Uto (N 4). *V. dioica* L. **Kr** (P 16); f. *silvatica* J. Schmidt **Sw** Hamburg (P 33). *V. simplicifolia* Rchb. (*V. polygama* auct.) **Wp** Löbau (P 81); **M** Vsetin (P 51). *V. tripteris* L. **Bd** mehrfach (L 33); **Wb** Ulm (H 32); **O** Steyr (F 51); **Kr** (P 16); **Schw** Zimmerberg [nicht *montana*] (N 4); var. *intermedia* Hoppe **E** Vogesen (J 45); **Schw** Hochrugg (S 28). *V. montana* L. **Kr** (P 16). *V. supina* L. **Kr** (P 16); **T** Sexten (F 51); **Schw** Münstertal: Alp de Munt, Scarltal (S 67). *V. saliunca* All. **T** Sterzing (F 51). *V. saxatilis* L. **S** Kuhberg (F 51); **St** Hochschwab (F 68), Drahtekogel (K 55); **Kr** (P 16). *V. elongata* Jacq. **N** Heßhütte (A 94); **Kr** (P 16); **T** Schlern (F 51). *V. celtica* L. **O** Steyr (F 51): **St** Reichenstein (F 61), Mitterplankogel b. Seckau (H 56). *Centranthus ruber* (L.) DC. **L** Lussinpiccolo-Cigale (W 55); **Schw** Wallenstadt + (S 27); Zürich + (N 11). *Valerianella olitoria* (L.) Mönch **M** Znaim (F 51); **St** Sachsenfeld (F 68). *V. carinata* Lois. **M** Eibenschitz, Kromau (W 30); Znaim (F 51). *V. eriocarpa* Desv. (*V. incrassata* Chaubert) **Schw** Zürich + (T 25. N 11). *V. dentata* (L.) Pollich (*V. Morrisoni* Spreng.) **Wp** Linau (L 46), Danziger Niederung (P 75); **M** Poldenstein (F 51); **K** Gailtal (P 85). *V. rimosa* Bastard (*V. auricula* DC.) **Wp** Weichselgelände (S 53).

Dipsacus silvester L. **Wp** Weichselgelände (S 50, 53): **Ps** Alt-Boyen (V 32). *D. laciniatus* L. **Bd** Rothaus a. Rh. (L 26); **L** Parenzo (C 2); **Schw** Zürich + (N 11). † *D. Fullonum* (L.) Mill. **Schw** Zürich (N 11). *D. pilosus* L. **Bd** Kandern, Steinachtal, Dinckelberg (L 32); **B** (P 53), Wasserburg (V 21), Sendling (V 20): **Schw** Liestal (H 81). *D. silvester* × *pilosus* **Hc** Deister (C 14). *Cephalaria alpina* (L.) Schrad. **Schw** Ormonts (C 36). *Knautia* (B 109, 136, S 160) **K** (J 6); **Schw** (S 67), Juragebiet (M 20). *K. longifolia* (W. et K.) Koch **K** Plöckenpaß (K 69): **Schw** Brazel (T 33); *K. silvatica* L. var. *hastata* Kittel u. *pinnatisecta* Becker (*K. perneglecta* Beck) **M** Adamstal (W 39). *K. arvensis* f. *intregrifolia* **Op** Johannisburg (F 91); var. *campestris* Koch **Ps** Seeburg, Annaberg, (P 28). *K. pannonica* Jacq., Borbás **M** Zwittawatal (W 39): ssp. *angustata* Borbás **M** Adamstal (W. 39). † *K. ambigua* Boiss. **Schw** Yverdon (C 68). *Succisa pratensis* Moench **Ns** Wangeroog (F 37): **Kr** (P 16): var. *hispidula* Peterm. **N** Wien: Moosbrunn (D 21). *S. inflexa* (Kluck) Beck (*S. australis* Rchb.) **B** (P 53), Bamberg (D 21); **Kr** (P 16). *Scabiosa ochroleuca* L. **Op** Tilsit (F 92), Johannisburg (K 4); **Ps** Alt-Boyen (V 32), Schubin (M 64); **St** Pfaffenkogel b. Stübing fl. viol. (F 60); **K** Wolfsberg: St. Veit (B 56). *Sc. Columbaria* L. **Sw** Hamburg (P 35); **Ps** Alt-Boyen (V 32). *Sc. lucida* Vill. **M** Wermsdorf (N 21); **Kr** (P 16): **Schw** Sarine (B 20), Wallis (P 6). *Sc. Hladnikiana* Host **St** St. Hermagoras (F 78). Trifail (K 46); **Kr** (P 16). *Sc. canescens* W. et K. (*S. suaveolens* Desf.) **Ps** Schubin (M 64). *Sc. silenifolia* W. et K. **Kr** (P 16). *Sc. graminifolia* L. **Kr** (P 16).

Eupatorium cannabinum L. **Op** Heydekrug (F 90), Tilsit (F 92): **Mr** Speier (V 6); **St** Sachsenfeld (F 61), Graz (H 56); **Kr** (P 16). *Adenostyles albifrons* (L. fil.) Rchb. (*A. Alliariae* [Gouan] Kern.) **Bd** mehrfach (L 33); **Bö** Johannisbad (B 8); **Kr** (P 16). *A. alpina* Bl. et Fing. (*A. glabra* (Vill.) DC., *A. viridis* Cass.) **Wb** Wangen (E 15); **B** Hohenschwangau (P 53); **Kr** (P 16); **Schw** Walenstadtberg (S 28). *A. leucophylla* Rchb. **Schw** Verzasca (C 27). *Aster Linosyris* (L.) Bernh. **Br** Frankfurt (B 121); **Bd** Eglisau (H 128). *A. alpinus* L. **Hc** Bodetal (B 46); **K** Heiligenblut fl. albo (B 56); **Kr** (P 12). *A. Amellus* L. **Op** Johannisburg (K 3); **Wp** Neidenburg (H 103); **Wb** Ulm (H 32, 34); **B** Augsburg (W 13); **St** St. Hermagoras (F 78); **Kr** (P 12); **L** Parenzo (C 2). *A. breyninus* G. Beck **N** Heßhütte (A 94). *A. Garibaldii* Brügg. **Schw** Riffelberg (W 51). † *A. acuminatus* Michx. **Schw** Büren (P 83, R 34). † *A. dumosus* L. **Ns** (B 147); **Schw** Büren (P 83, R 34). † *A. laevis* **Br** Kyritz (A 115). *A. leucanthemus* Desf. **Schw** Tessin (C 30). † *A. Lamarckianus* Nees **Sw** Lauenburg—Tesperbude (P 34). † *A. macrophyllus* L. **B** Fichtelgebirge (S 121), Wunsiedel (S 139). † *A. nebraskensis* Britton **Schw** Büren (P 83, R 34). † *A. Novae Angliae* L. **Br** Züllichau (A 115); **Schw** Zürich (S 25). *A. novi Belgii* L. **Schw** Büren (P 83, R 34), Zürich (N 11). † *A. oblongifolius* Nutt. **Schw** Büren (P 83, R 34). † *A. parviflorus* Nees **Br** Frankfurt (A 115); **Schw** Büren (P 83, R 34), Zürich (S 25). † *A. salicifolius* Scholler (*A. salignus* Willd.) **Wp** Deutsch-Krone (L 41); **Sw** Elbestrand: Altona (H 65); **Wb** Tübingen—Lustnau (E 9); **B** Straubing (S 123); **Bö** Krumau als *A. tripolium* Allram (P 9). † *A. Tripolium* L. **Wp** Danzig—Fahrwasser (A 9); **P** Thiessow a. Rügen (G 71); **Sw** Eidergebiet (R 16). *Bellidiastrum Michelii* Caß. (*Aster Bellidiastrum* Scop.) **Bd** Schachen, Rippolingen (L 33); **Wb** Ulm (H 32); **St** St. Gallen, Spitzenbachgraben (H 56), Sachsenfeld (F 68), Reichenstein (F 61); **Kr** (P 12). *Bellis perennis* L. **Op** Sensburg (H 107), Johannisburg (K 3, 4), Heydekrug (F 89); **Kr** (P 12); var. *tubulosa* Kern. **T** Innsbruck—Hall (D 21). † *Stenactis annua* (L.) Nees (*St. bellidiflora* ABr., *Aster bellidiflora* Willd., *Erigeron annuus* Pers.) **Wp** Binnennehrung (P 73), Putzig (P 77); **Mr** Zweibrücken (T 42); **B** (P 53), Sulzheim (H 21), Isargebiet (G 20); **M** Wermsdorf (L 9); **N** Seitenstetten (H 11); **St** Cilli: Loschnitzbach (H 56), Sachsenfeld (F 61); **Kr** (P 16); **Schw** Misox, Churer Rheintal, Cresta See (B 130). *Erigeron* (H 131); **B** (K 42); **Schw** (R 31, 32). *E. canadensis* L. **St** Premstaellen—Doblbad (H 56); **Kr** (P 16); var. **linosyroides** Murr (1905) **T** Bozen (M 101). *E. droebachensis* Mill. (*E. angulosus* Gaud.) **Schw** Töß (N 4); var. **erecta** Chenev. **Schw** Tessin (C 31). *E. rupestis* Schleich **Schw** Bagnes (D 21). *E. Schleicheri* Greml **Schw** Livinental, Blagno (S 71), Misox—San Giacomo (B 130). *E. Villarsii* Bell. (*E. atticus* Vill.) **Schw** Mt. St. Bernard (D 21).

Tour d'Ai in Waadt (B 20, R 34). *E. alpinus* f. *maximus* Rikli **Schw** Tessin (C 31); var. *exaltatus* Briq. **Schw** Sarine; Gummfluhkette ob Elivaz (B 20, R 34); var. *hirsutus* Gaud. **Schw** Sarine (B 20). *E. glabratus* Hoppe et Hornsch. **Schw** Gäbrisgebiet (S 38), Sarine (B 20), Aroser Weißhorn, Churwalderalpe (B 130). *E. neglectus* Kern. (R 31) **Schw** (R 31), Graubünden (B 130, R 34); var. **uberans** Huter (*E. uniflorum* v. *uberans* Huter olim, ? *E. alpinum* × *neglectum*) **T** Platzerberg 2100 m (H 131). *E. uniflorus* L. **B** Berchtesgaden (R 46); var. *glabrescens* Rikli **Schw** Tessin (C 31); var. *grandicephalus* Rikli **Schw** Piz Beverin (B 130); var. *neglectiformis* Rikli **Schw** Graubünden (B 130). *E. breunius* Murr **T** Gossensaß—Brenner (D 21). *E. Khekii* Murr (1899) **T** Brenner (M 79). *E. polymorphus* Scop. **K** Dobratsch (D 21). † *E. philadelphicus* L. **Bd** Freiburg (L 26). † *E. speciosus* L. **B** München (V 25). *E.* **acris** L. × **canadensis** L. **P** Greifswald (N 28). *E. alpinus* × *neglectus* ? **Schw** Tschitta (B 130). *E. alpinus* × *uniflorus* (*E. raeticus* Brügg.) **Schw** Verzasca 2300 m (C 27, R 34). *E. angulosum* × *acre* (*E. glabrescens* Brügg.) **T** Brenner (H 131). *E. Schleicheri* × *uniflorus* (*E. Christii* F. O. Wolf) **Schw** Cima di Cagnone, Val Verzasca (C 27, R 34). *Solidago virga aurea* L. **St** Sachsenfeld (F 61); **Kr** (P 12); var. *minuta* (L.) Rouy **Schw** Tessin (C 31). † *S. solstitialis* **Schw** Lenzburg (N 3). † *S. serotina* Aiton **Wp** Stargard (P 69); **St** an den Mur b. Puntigam (H 56); **Kr** (P 12); **Schw** Rongellen (B 130). † *S. graminifolia* (L.) Ellis **Schw** Zürich (N 11). † *S. canadensis* L. **Bd** Murg (L 32); **B** Landshut (G 18); **Bö** Reichenberg (M 48); **St** Graz a. Bauplätzen (F 47, F 60); **K** St. Stephan: a. d. Lavant (B 56); **Schw** Freiburg (S 14), Solothurn (L 50). *S.* **virga-aurea** × **canadensis** (*S.* **Niederederi** Khek) **O** Vorderstoder (K 21). † *Micropus erectus* L. **Kr** (P 16), *Telekia speciosa* (Schreb.) Baumg. (*Buphthalmum speciosum* Schreb.) **B** Aibling + (V 20); **Kr** (P 16). *Buphthalmum salicifolium* L. **Wb** Ulm (H 32, 34); **B** (P 53); **Kr** (P 16). † *Inula Helenium* L. **Op** Tilsit (F 92); **Wp** Putzig (P 77); **Bö** Reichenberg (M 48); **Kr** (P 16); **Schw** Zürich (N 11). *I. germanica* L. **Hc** Halle (F 28). *I. ensifolia* L. **St** Trifail (K 46); **Kr** (P 16). *I. salicina* L. **Op** Heydekrug (F 90); **Wp** Rosenberg (P 74); **Hc** Hildburghausen (E 3); **Wb** Ulm (H 32); **Kr** (P 16). f. *subhirta* C. A. Meyer **Bö** Bohuslavic (D 45). *I. hirta* L. **Wp** Rosenberg (P 74); **Mr** Dürkheim (J 34); **Wb** Ulm (H 31); **B** Augsburg (W 13); **St** Trifail (K 46); **Kr** (P 16). *I. Vaillantii* Vill. **Schw** Marin (T 34). *I. Conyza* DC. (*I. vulgaris* (Lam.) Trevis.) **Hc** Halle (F 28); **B** Isargebiet (G 20); Grafrat, Seeshaupt (V 21); **Kr** (P 16). *I. britannica* L. **Hc** Hildburghausen (E 3): **B** Ebenau b. München + (V 20); **Kr** (P 16); **Schw** Solothurn (L 50, P 83, R 34); f. *comosa* **Wp** Löbau (P 76); f. *discoidea* **Br** Buckow (U 5); var. **sericeo-lanuginosa** Domin **Bö** Komotau (D 43, 45); var. **diminuta** Domin **Bö** Vorlik i. südl. Moldautal (D 43, 45). † *I. graveolens* (L.) Desf. **Schw** Zürich (N 11). *I. ensifolia* L. × *squarrosa* L. **T** Rovereto: Lavini di Masco (M 104). *I. hirta* × *salicina* **Op** Johannisburg (K 3). *I. squarrosa* L. × *hirta* L. **T** Nomi (M 90). *Pulicaria vulgaris* Gaertn. **Ps** Alt-Boyen (V 32); **L** Parenzo (C 2). *P. dysenterica* (L.) Gaertn. **St** Sachsenfeld (F 61). † *Xanthium Strumarium* L. **St** Liebenau b. Graz (F 79); **Schw** Locarno (S 82, R 34). † *X. italicum* Moretti **Wp** Stargard (P 69); **Hc** Halle (F 28); **B** Kitzingen (E 27, 29); † *X. spinosum* L. **Hc** Halle (F. 29); **Wb** Eßlingen (E. 9); **B** Nürnberg; **Schw** Fischental (N 4), Zürich (N 11). † *Ambrosia artemisiaefolia* **Schw** Allaman, Vaud (N 3), Zürich (N 11). † *A. polystachya* DC. **Schw** Basel (B 81). † *A. trifida* **E** (J 45); **Schw** Bern (A 76). † *Galinsoga parviflora* Cav. **Op** Johannisburg (F 91); **Ps** Schubin (M 64), Alt-Boyen (V 32); **Hc** Halle (F 28); **E** (J 45); **Bd** Plankstadt (F 85); **Wb** Ulm (H 31); **B** Fürth (E 28, S 127), Bayerischer Wald (P 27); **Bö** Reichenberg (M 48); **St** St. Peter—Freienstein (F 68), Graz (H 56); **Kr** (P 12); **Schw** Misox, Como, Lostallo (B 129, 130, R 34), Zürich (N 11). † *Silphium perfoliatum* L. **E** (J 45): *Bidens tripartitus* var. *minor* f. *pumilus* **B** Erlangen (P 53). *B. cernuus* L. **Bö** Reichenberg (M 48); **K** (P 16); **L** Parenzo (C 2). *B. radiatus* Thuill. f. **perpusillus** Domin **Bö** Wittingau (D 43, 45). † *B. melanocarpus* Wiegand (*B. frondosus* auct.) **Sw** Hamburg (P 35), Lübeck (A 10); **Br** Neu-Ruppin (A 115), Potsdam (D 21). *B. connatus* Mühlenb. **Sw** Hamburg (D 21), Lübeck (A 10). *Helianthus annuus* L. **Mr** Zweibrücken (T 42). *H. serotinus* Tausch **N** Klosterneuburg – Weidling (G 28.) † *H. debilis* Nuttall **Schw** Zürich (N 11). † *H. multiflorus* L. **Schw** Freiburg (J 29). † *Rudbeckia laciniata* L. **Op** Heydekrug (P 35); **Sw** Hamburg: Saselberg (P 34): **E** (J 45); **M** Wermsdorf (L 9); **St** Werndorf—Ponigl, Murauen b. Kalsdorf (F 73); **K** Kollegg i. L. (B 56); **Schw** Zürich (N 11). † *R. hirta* L. **Wp** Rosenberg (G 59), Löbau (P 81); **Sw** Hamburg (P 32); **Bd** Betzenhausen (F. 85); **B** Lochhausen, Planegg (V 21): **M** Zöptau (W 28); **Schw** Zürich (S 25, N 11). † *R. pinnata* Vent. **Schw** Zürich (N 11). *Carpesium cernuum* L. **Kr** (P 12). *Filago arvensis* (L.) Fries **Op** Tilsit (F 92), Heydekrug (F 90), Johannisburg (F 91); var. *subsimplex* **B** Großprüfening (P 53). *F. minima* Fries **Ns** Norderney (S 12), Osnabrück (M 68), Wangeroog (F 37): **Bd** Säckingen (L 32). *Gnaphalium silvaticum* L. f. *ramosa* (*virgata*

Kittel) **Mr** Nahetal, Idartal, Birkenfeld (G. 9.); var. *Einsleana* F. Schultz **T** Meran (M 90); **Schw** Tessin (C 22). *G. norvegicum* Gunn. **Bd** (E 15). *G. Hoppeanum* Koch **N** Heßhütte (A 94); **St** Aussee (K 60a). *G. supinum* L. **Bd** Feldberg (E 15); **St** Aussee (K 60a); **Schw** Sarine (B 20). *G. uliginosum* L. **St** Frohnleiten, Laßnitzhöhe (F 66); **Kr** (P 16); **L** Val Biechi (W 55). *G. luteoalbum* L. **Sw** Rasenbüttel (P 35); **Os** Voigtland (S 61); **St** Graz (F 74); **Schw** Solothurn (P 83, R 34), Freiburg (H 128). *Leontopodium alpinum* Cass. *(Gnaphalium Leontopodium* Scop.) **B** Neureut (A 70); **Kr** (P 16); **L** (D 16); **Schw** Zürich + (N 11), Brenno: Aquila—Olivone 500 m (K 18, R 34); var. **Krasensis** Derganc **Kr** im Innern, **L** nördlich (D 14). *Antennaria dioica* (L.) Gaertn. *(Gnaphalium dioicum* L.) **St** Hochegg (H 56); **Kr** (P 16). *A. carpathica* (Wahlenb.) Bl. et Fing. *(Gnaphalium carpathicum* Wahlenb.) **Schw** Sarine (B 20). † *Helichrysum arenarium* (L.) DC. **P** Göhren a. Rügen (G 71); **Hc** Eisleben (H 37), Thüringen (R 49); **Bö** Reichenberg (M 48); **N** Retz (T 1), Steinfeld (V 9); f. *aurantiacum* **Op** Johannisburg (F 91). *H. italicum* (Roth) Guss. **Kr** (P 16). *Artemisia Mutellina* Vill. (*A. laxa* [Lam.] Fritsch) **B** Neureut (A 70). *A. spicata* Wulf. (*A. Genipi* Weber) **Schw** Tessin verbr. (C 24, R 34), Sarine (B 20). *A. atrata* Lam. **T** Fedajapaß 2200 m (H 18). *A. Abrotanum* L. **Op** Heydekrug (F 89, 90); **Wp** Löbau (P 81). *A. pontica* L. **Hc** Halle (F 28); **Schw** Zürich + (N 11). *A. campestris* L. **Schw** Zürich + (N 11); var. *sericea* Koch **Schw** Tessin (C 22). † *A. scoparia* W. et K. **Op** Königsberg (B 92); **Sw** Hamburg (P 32). † *A. Dracunculus* L. **Op** Heydekrug (F 90); **B** Bogenhausen (V 20). *A. maritima* L. **Sw** Eidergebiet (R 16). *A. coerulescens* L. **L** Fassana, Neresine—Ossero (W 55). *A. incanescens* Jord. **Kr** (P 16). † *A. annua* L. **Op** Tapiau (T 17); **Sw** Hamburg (P 32); **E** (J 45); **Bd** Dreisamdamm (T 8), Freiburg (H 128); **T** Innsbruck (M 79); **Schw** Zürich (N 11). † *A. Tournfortiana* Rchb. **Ns** Hannover: Hainholz (B 125). *Cotula coronopifolia* L. **Sw** Hamburg (P 33). † *Achillea ptarmica* L. **Bö** Leitmeritz, Babina, Welbine, Loboschitz (A 63); **N** Seitenstetten (H 11); **S** Zell a. S. (H 40); **St** Sulmtal: St. Martin (F 78); var. *angustissima* Heimerl **St** Hartberg—Pöllau (H 56). *A. cartilaginea* Ledeb. (*A. salicifolia* Besser) **Op** Heydekrug (F 89, 90); **Wp** Löbau (P 81). *A. Clavenae* L. **N** Heßhütte (A 94); **St** Tragöß (F 68); **Kr** (P 16). *A. macrophylla* L. **K** Plöckenpaß (K 69); **Schw** Tessin (C 24, R 34), Verzasca (C 26), Val Ferret (C 32). *A. moschata* Wulf. **St** Krakaudorf b. Kirchlek (H 56). *A. atrata* L. **Kr** (P 16). *A. Clusiana* Tausch **St** Reichenstein (F 61), Bürgeralpe b. Aflenz (F 68), Hochschwab (H 56). *A. millefolium* var. **iserana** Podp. **Bö** Jungbunzlau (P 48); var.

pratensis Kolařik i. sched. **Bö** Leitmeritz (A 63); var. *contracta* **Ps** (P 28); ssp. *lanata* Koch var. **composita** R. Schulz **Br** Berlin (S 105, A 115). *A. setacea* W. et K. **Sw** Hamburg (P 32); **Os** Mühlberg (S 59). † *A. tanacetifolia* All. **B** Berg a. L.—Trudering (V 21). *A. stricta* Scheich. **K** Gailtail (P 85); **Schw** Val della Forcola, Misox (S 67). *A. lanata* Spreng. **Schw** Verzasca, Pic Masne, Cima di Cagnone (C 27, R 34). *A. sudetica* Opiz **M** Zöptau (W 33). *A. pannonica* Scheele **N** Eichkogel b. Mödling (D 21). † *A. nobilis* L. **Op** Königsberg (B 92); **Sw** Hamburg (P 32); **Hc** Halle (F 28), Erfurt (R 9); **Bd** Schlichtthal (F 84); **B** Feucht (E 26). † *A. Neilreichii* Kern. **N** Keilberg, Spittelmaisberg (T 1); **Schw** Yverdon (C 68). † *A. crithmifolia* W. et K. **N** Wien: Reichs-Sophienbrücke (R 2). *A. asplenifolia* Vent.? **K** Arnoldstein (P 85); var. *scabra* Host **M** Jundorf, Jehnitz (W 33). *A. oxyloba* (DC.) Schultz **K** Plöckenpaß (K 69). *A. atrata* × *macrophylla* (*A. Thomasiana* Hall. fil.) **Schw** Tessin (C 31). *A. atrata* × *moschata* (*A. Kraettliana* Brügg.) **S** Kaprun (H 40). *A. atrata* × *nana* (*A. Laggeri* Schultz) **T** Sulden (H 14): **Schw** Ziteil, Alp Scharmoin (B 130). *A. Clavennae* × *Clusiana* (*A. Reichardtiana* Beck) **St** Mautern: Reiting (K 22), Aflenzer Staritzen (N 25). *A. macrophylla* × *moschata* (A. *Lereschii* F. Schultz) **Schw** Rhonegletscher Moräne (W 51). *A. macrophylla* × *nana* (*A. Valesiaca* Suter) **Schw** Rhonegletscher Moräne (W 51). *A. moschata* × *nana* (*A. intermedia* Schleich.) **Schw** Rhonegletscher Moräne (W 51). *Anthemis tinctoria* L. **Op** Heydekrug (F 89); **Bd** Birkingen, Krenklingen (L 33); **Wb** Ulm (H 32); **B** Isargebiet (G 20); **N** Würnitz (D 21); **Schw** Buchs + (V 15), Yverdon (C 68). † *A. Triumfetti* All. **Sw** Hamburg (P 32). † *A. austriaca* Jacq. **Bd** Freiburg (H 128); **B** (P 53); **T** Trient [als *brachycentros*] (M 79, 101): var. **truncata** Jacq. **Schw** Zürich (N 11). *A. austriaca* Jacq. var. *incisiflora* Rohlena **Bö** Prag (D 21). † *A. brachycentros* Gay (*A. Cota* Viv.) **T** Trient (M 79) [ist *A. austriaca*] (M 101); **Schw** Zürich (N 11). † *A. ruthenica* M.-Bieb. **Op** Heydekrug (F 89); **Sw** Hamburg (P 33); **Ps** Alt-Boyen (V 32); **B** Nürnberg (S 123, E 26): **Schw** Zürich (N 11). *A. arvensis* L. **Kr** (P 16); f. *discoidea* **Sl** Stemmau (S 87); var. *incrassata* Boiss. **T** Arco, Valsuganabahn (M 79). † *A.* **arvensis × Cotula? Schw** Zürich (N 11). *A. arvensis* L. × *tinctoria* L. **Hc** Weimar (T 31); **B** Arnsteiner Berg (V 25): f. *per-arvensis* f. *intermedia* u. f. *per-tinctoria* **Hc** Weimar (T 31). *A. tinctoria* L. × *austriaca* Jacq. **B** Bayerischer Wald (P 27). † *A. mixta* L. **Schw** Zürich (N 11). † *Anacyclus officinarum* Heyne **Sw** Hamburg (P 33). † *A. clavatus* (Desf.) Pers. **Schw** Zürich (N 11). † *A. nobilis* L. **Schw** Zürich (N 11). *Matricaria Chamomilla* L.

M Trebisch (W 37). † *M. discoidea* DC. (*M. suaveolens* Buchenau, *Chrysanthemum suaveolens* Aschers.) **Op** Heydekrug (F 89), Tilsit (F 92), **NS** Hannover (B 123); **Br** Neuruppin (A 115); **Sl** Troppau (W 21); **E** (J 45); **Wb** Eßlingen (E 9), Tübingen, Friedrichshafen (E 12); **B** Nürnberg (P 53); **M** Olmütz (L 15), Mödritz b. Brünn (N 27); Hlinsko a. Hostein (G 36), Wermsdorf (L 9); **N** Bruck a. d. Leitha (A 83), Wien (R 2, L 38); **St** Graz (F 60), Grazer Staatsbahnhof, Universitätsgebäude, Gratwein, Wildon (F 66); **T** Innsbruck (M 80); **Schw** Zürich (N 11, S 27), Buchs (V 15), Utznach (S 25, 27); var. **pygmaea** Poerverl. **B** (P 53). *M. inodora* L. (*Chrysanthemum inodorum* L.) **B** (P 53); **St** Judenburg (F 61); **Schw** Zürich (S 27); var. *discoidea* Celak. **Os** Dresden (S 61); var. *salina* Wallr. **Hc** Eisleben (H 37); var. *ambigua* A. et G. **B** (P 53). *Tanacetum vulgare* L. (*Chrysanthemum vulgare* Bernh.) **Ns** Norderney (S 12); **Schw** Berner Oberland (F 25). *Chrysanthemum* (*Leucanthemum*) (H 131), *Ch. Leucanthemum* L. **St** Kindberg (H 56); var. *lanceolatum* (Pers.) Beck **Schw** Tessin (C 22); var. *foliosum* Willk. **Hc** Erfurt (R 52); var. **lobatum** Briqu. **Schw** Tessin (C 19). *Ch. montanum* L. **St** Wellachtal, Steinbrück (K 60); f. **crispulum** Huter **T** Monte Tombea (H 131). *Ch. atratum* Jacq. **B** Schliersee (P 53); **N** Heßhütte (A 94); **S** Kapruntal (K 60); **St** Sanntaleralpen, Fölz u. Hochschwab (K 60); **Kr** (P 16). † *Ch. Parthenium* (L.) Bernh. **Ns** 0 (B 147); **Mr** Zweibrücken (T 42); **L** Parenzo (C 2); **Schw** Zürich (S 25). *Ch. corymbosum* L. (*Tanacetum corymbosum* Schultz Bip.) **Wb** Ulm (H 32, 34); **Kr** (P 16); **L** Parenzo (C 2); var. *Trattinicki* G. Beck **Bö** Aussiger Mittelgebirge (D 36). † *Ch. segetum* L. **Wp** Putzig (P 77); **B** Fischbach (E 27); **Schw** Basel (B 81), Zürich (N 11). *Ch. cinerariaefolium* Vis. **L** Olmi (F 20). *Ch. heterophyllum* Willd. **St** Plabusch b. Graz (H 56). † *Ch. Tschihatschewii* Boiss. **Schw** Zürich (S 27, N 11). *Ch. corymbosum* × *Leucanthemum* = *Ch.* **Rohlenae** Domin **Bö** Lysá (D 43. 45). † *Pinardia coronaria* (L.) Less. (*Chrysanthemum coronarium* L.) **Schw** Basel (B 81), Zürich (S 25, N 11). *Homogyne silvestris* (Scop.) Caß. **K** Amerikakogel (B 56). Möderndorfer Kuhwegeralp (H 8); **Kr** (P 12). *H. alpina* (L.) Caß. **Bd** Feldberg (E 15); **Wb** Wangen (E 15); **B** Füssen (P 53); **Kr** (P 12). *H. discolor* (Jacq.) Caß. **Kr** (P 12). *Tussilago Farfara* L. **Sw** Alsen (R 16); **Ns** Wangeroog (F 37); **St** Graz (H 56); **Kr** (P 12). *Petasites officinalis* Moench (*P. hybridus* (L.) G., M. et Sch.) **Wp** Deutsch-Krone (L 41). *P. albus* (L.) Gaertn. **Wp** Elbing (A 93); **Ns** 0 (B 147); **B** Isargebiet (G 20); **Bö** Krumau (P 9); **St** Spital a. S. (H 56). *P. niveus* (Vill.) Baumg. var. *virescens* Beck **K** Gailtal (P 85). *P. tomentosus* (Ehrh.) DC.

Op Heydekrug (F 89), Johannisburg (K 4). *P.* **albus** × **hybridus** (*P.* **Rechingeri** Hayek) **St** Spital a. S. (R 5, H 56). *P. albus* × *niveus* (*P. Lorezianus* Brügg.) **N** St. Egyd (H 8). *P. niveus* × *hybridus* **St** Aussee (R 5). *Doronicum* (R 48). *D. Pardalianches* L. **Wb** Ulm (H 33); **Bö** Moldautal: Vorlik (D 26). *D. austriacum* Jacq. **B** (P 53). Bayerischer Wald (P 27); **Bö** Krumau (P 9); **Kr** (P 12). *D. Jacquini* Tausch **Kr** (P 12). *D. calcareum* Vierh. **N** Raxalpe (A 84), Heßhütte (A 94). *Aronicum glaciale* (Wulf.) Rchb. (*Doronicum glaciale* Nyman) **Kr** (P 12); **Schw** Berner Oberland 0 (F 25). *Arnica montana* L. **Op** Johannisburg (K 3); **Wp** Neidenburg (H 103), Löbau (P 81); **B** Isargebiet (G 20); **Kr** (P 12); **Schw** Hoherhove (N 4), Tweralp (S 27). *Senecio crispatus* DC. **Bö** Reichenberg (M 48). *S. alpester* (Hoppe) DC. (*Cineraria campestris* Maly) **St** (K 48), Sachsenfeld (F 68). *S. spathulifolius* DC. **B** (P 53); var. *tenuifolius* Gaud. **T** Monte Altissimo di Nago (M 43). *S. campester* (Retz.) DC. **Op** Cruttinnen (B 94); **Hc** Halle (F 28); **N** Lobau (A 79); **S** Eglsee (V 9). *S. aurantiacus* DC. **Schw** Berner Oberland (F 25). *S. capitatus* (Wahlenb.) Steudel **St** Gregerlnock b. Turrach (H 56). *S. paluster* (L.) DC. **Ns** Ilmenaugebiet (P 38); **Ps** Alt-Boyen (V 32); **Os** Pirna (S 61). † *S. viscosus* L. **Op** Heydekrug (F 89); **Kr** (P 16); **Schw** Zürich (N 11). *S. silvaticus* L. **Schw** Fürstenalp (B 130). † *S. vernalis* W. et K. **Op** Tilsit (F 92); **Wp** Putzig (P 77); **Hc** Erfurt (R 14). Halle (F 28); **B** Seefeld, Herrsching (V 28); **Schw** Zürich (N 11). *S. rupestris* L. **Kr** (P 16). † *S. nebrodensis* ? **Schw** Chur (B 129). *S. abrotanifolius* L. **B** Berchtesgaden (R 46); **Kr** (P 16); **Schw** Tessin (C 24, R 34). *S. tiroliensis* Kern. **T** Fedajapaß, Sasso Rocco (H 18). *S. erucifolius* L. **Sw** Hamburg (P 32); **Hc** Ballstadt (R 52). Erfurt (R 13); **B** (P 53); **N** Dirnberg b. Nappendorf (T 4). *S. Jacobaea* var. **tripteris** Murr **T** Innsbruck (D 23); var. *brachyglossus* (Opiz) **Bö** Opočno, Trebechovic (D 45); var. *hydrophilus* Beck **M** Kiritein (W 33); **Kr** (P 16); var. *discoidea* **Wp** Löbau (P 76). *S. aquaticus* Huds. **Me** Neubrandenburg, Stargard (K 38); **Os** Dresden (S 61); **St** Werndorf—Ponigl (F 73), Sachsenfeld (F 61); **Schw** Berner Oberland (F 25); var. *erraticus* (Bertol.) **E** Pierret b. La Maxe (B 10). *S. barbaracifolius* W. et Gr. (*S. erraticus* Aschers.) **Wp** Linau (L 46); **Br** Frankfurt (P 121); f, **discoideus** Holzfuß **P** Stettin (H 124). *S. Richteri* Schultz, *S. pratensis* Richter non DC., *S. barbaraefolius* Reichb. non Kroker, *S. aquaticus* Koch pp. non Huds. **Mr** Weißenburg (B 10). *S. alpinus* var, *subdepressa* Rchb. f. **Schw** Berner Oberland (F 25). *S. subalpinus* Koch **B** Rachel—Lusen-Gebiet (P 53). *S. carniolicus* Willd, **Kr** (P 12); **Schw** Tessin (C 24, R 34). *S. incanus* L. **Schw** Tessin (C 24, R 34).

Berner Oberland (F 25). *S. uniflorus* All. **Schw** Mattmark (D 21). *S. Cacaliaster* Lam. **Kr** (P 16). *S. nemorensis* L. **Mr** Zweibrücken (T 42); **B** Seeshaupt (V 21); **Bö** Johannisbad (B 8); **N** Baumgarten a. d. M. (W 30). *S. sarracenicus* L. (*S. Fuchsii* Gmel.) **Wp** Rosenberg (P 74); **B** (P 53), Isargebiet (G 20), Loichinger Brücke (G 19): **M** Adamstal, Zwittawatal (W 37); **St** Niederalpe b. Mürzsteg (H 56): **Kr** (P 16); **Schw** Hinter Rumpf (S 27). *S. fluviatilis* Wallr. **B** Nürnberg, Regensburg (P 53). *S. paludosus* L. **E** Essarts b. Dieuze (B 10); **B** (P 53), Isargebiet (G 20); **M** Tracht (W 36): **St** Gaishorn (H 56); var. *glabratus* Koch u. *tomentosus* Koch **B** (P 53). *S. riparius* Wallr. **Wp** Löbau (P 76). *S. Doronicum* L. **Kr** Vremščica (J 55); var **Jaeggianus** Chenev. **Schw** Unterwallis, Verzasca b. 2300 m (C 27. R 34). *S.* **abrotanifolius** L. × *S.* **incanus** L. (*S.* **Rolandi—Bonaparte** F. O. Wolf) **Schw** Triftalpe u. Camoghe b. Zermatt (W 51). *S. cordifolius* × *Jacobaea* (*S. lyratifolius* Rchb.) **Schw** Walenstadtberg (S 28, R 34), Freiburg (J 31), Hinter Rumpfspitze, Tweralp (S 27). *S. incanus* × *uniflorus* (*S. Laggeri* Schultz Bip.) **Schw** (S 67). *S. vernalis* × *vulgaris* **Wp** Neidenburg (H 103). *S. viscosus* × *silvaticus* **M** Kiritein (W 39); **T** Hall (M 79). † *Erechthites hieracifolia* (L.) Raf. **Sl** Proskau (A 99, 102, S 77), Oberglogau (S 77); **N** Anninger b. Mödling (H 7); **St** Werndorf—Ponigl (F 73), Pickerndorf (F 78), Doblbad—Premstetten (H 56). *Calendula* (S 114). † *C. arvensis* L. **Schw** Zürich (N 11). † *C. officinalis* L. **Op** Heydekrug (F 89); **Schw** Zürich (N 11).

† *Echinops sphaerocephalus* L. **Wp** Danzig: Ravelin (H 83); **Ps** Alt-Boyen, Dombrowka (V 32); **Os** Lommatzsch (S 61); **Hc** Halle (F 28), **Wb** Geislingen, Hopfigheim (E 11); **St** Leoben (H 56): Teufenbach (F 58), Murau (F 76), Obdach cult. (F 61); **Schw** Tessin (C 18). *E. Ritro* L. **N** Jetzelsdorf (T 3), Dirnberg b. Nappendorf (T 4); **Kr** (P 12). *Cirsium* (S 114); **B** (S 148), Unterfranken (G 67); **Schw** Ormonts (C 36). *C. lanceolatum* b. *silvaticum* Tausch **Op** Pillkallen (F 93). *C. eriophorum* (L.) Scop. **Mr** Zweibrücken (T 42); **Kr** (P 12); **L** Parenzo (C 2); **Schw** Zürich + (N 11). *C. palustre* (L.) Scop. **St** Zeiritz Kampel fl. albo (K 22): f. *albiflorum* **Op** Pillkallen (F 93). *C. canum* M.-Bieb. **Os** Leipzig (S 59): **Hc** Heldburg (E 3). *C. pannonicum* (L. f.) Gaud. **Kr** (P 12); var. *sinuatodentatum* Holuby **Bö** Prag: Motol (D 36). *C. carniolicum* Scop. **O** Hinterstoder: Bärnalpe (K 21); **Kr** (P 12). *C. pauciflorum* Spreng. **St** Judenburg (F 61); f. **depressum** Khek **St** Trieben (K 22). *C. erisithales* (L.) Scop. **N** Heßhütte (A 94); **Kr** (P 12): **Schw** Gimel (M 16). *C. spinosissimum* (L.) Scop. **B** (P 53); **St** Prebichl, Aussee (K 68). *C. oleraceum* (L.) Scop. **Op** Heydekrug

(F 89, 90); **Wp** Deutsch-Krone (L 41); **Ns** Ilmenaugebiet (P 38); **Kr** (P 12); f. *amarantinum* Lange **Sw** Hamburg (P 33), Rodenbecker Quellental (P 34). *C. rivulare* (L.) Link **Op** Raguppe (A 38); **Bd** Schlüchtal (L 33); **B** Freisinger- u. Erdinger Moos (P 53); **Schw** Neuchateler Jura (T 33); f. **tomentellum** Fleischer **Bö** Hohenmauth (D 23). *C. heterophyllum* (L.) All. **B** Creußen (E 27); **Bö** Krumau (P 9); **St** Trieben, fl. albo (K 22). *C. bulbosum* DC. **B** Attaching, Pulling, Marzlinger Au (P 53). *C. acaule* (L.) Scop. **Op** Heydekrug (F 89, 90); **Sw** Hamburg (P 32); **Ps** Schubin (M 64); **Bd** Birkingen (L 33), Lienheim—Geislingen (H 128); **Kr** (P 12); **L** Parenzo (C 2); var. *caulescens* Pers. **Hc** Weimar (T 31). *C. arvense* f. *horridum* **Op** Tilsit (F 92); var. *setosum* M.-Bieb. **Me** Schwerin (T 25); var. *argenteum* Vest **Os** Dresden (S 61); **Hc** Erfurt (R 52). *C. Przybylskii* Eichenf. **St** Trieben (K 22). *C. Stoderianum* Dürrnb. **O** Hinterstoder: Bärnalpe (K 21). *C. tataricum* (L.) All. **N** Würnitz (D 21). *C. acaule × arvense* **Ms** Magdeburg (S 110). *C. acaule × canum* M.-Bieb. **Os** Meißen (S 59). *C. acaule × lanceolatum* **Hc** Weimar (T 31). *C. acaule × oleraceum* (*C. decoloratum* Koch) **Me** Stargard (K 38); **Hc** Schellroda (R 14); **Wb** Betzingen (E 11); **T** Innichen (D 21). *C. acaule × palustre* **Ms** Magdeburg (S 110); **Schw** Freiburg (J 31). *C. acaule × pannonicum* **Kr** (P 12). *C. acaule × rivulare* (*C. Heerianum* Naeg.) **Schw** Sarine (B 20), Freiburg (J 30, 31). *C. acaule × spinosissimum* **Schw** Freiburg (J 30). *C.* **argenteum** × **palustre** (C. **argentoides** Porta) **T** Tonale (P 65). *C. arvense × lanceolatum* **Os** Kötitzer Tännicht (F 83); **T** (D 24). *C. arvense* (L.) Scop. × *oleraceum* (L.) Scop. (*C. Reichenbachianum* Loehr) **Hc** (R 14); **B** Schnaizlreuth—Hofholz (V 25), Laufen (V 25); **Schw** Zürich (N 11). *C. bulbosum × palustre* **Os** Leipzig (S 61). *C.* **canum** × **eriophorum** (C. **Fleischeri** Podp.) **Bö** Prag: Dáblice (P 48). *C. canum × palustre* **Os** Leipzig (S 59). *C. carniolicum × erisithales* (*C. benacense* Treuinf.) **O** Hinterstoder: Bärnalpe (K 21); **K** Poauza i. Bärental (B 56). *C. carniolicum × palustre* **O** Hinterstoder: Bärnalpe (K 21). *C. eriophorum × lanceolatum* (*C. Gerhardti* Schultz Bip.) **Hc** Jena (S 110); **St** Spital (R 4); **T** Vinschgau, Nonsberg (H 14). *C. eriophorum × oleraceum* **Hc** Jena (S 110). *C. eriophorum × palustre* (*C.* **Dominii** M. Schulze) **Bö** Schlan (D 26, S 110). *C. Erisithales × acaule* (*C. tiroliense* Treuinf.) **T** Schluderbach—Misurina See (H 18). *C.* **Erisithales × acaule** (*C.* **Solanum** Porta) **T** Tonale (P 65). *C.* **Erisithales × lanceolatum** (*C.* **Fleischmanni** Khek) **St** Reiting b. Mautern (K 22). *C.* **erisithales × super-montanum** (*C.* **Rellichianum** Sabr.) **T** Tramin (S 6 *C. erisithales × oleraceum* (*C. Candolleanum*) **N** Heßhütte (A 94); **St**

Mürzsteg, Steinhaus a. S. (N 25); **K** Gailberg (B 56). *C. erisithales* × *pannonicum* (*C. polymorphum* Döll., *C. Linkeanum* Löhr) **N** Nürnitz (H 16); **K** Poauz i. Bärental (B 56). *C. super-erisithales* × *pannonicum* (*C. erisithaloides* Huter) **K** Poauz i. Bärental (B 56). *C. erisithales* × *pauciflorum* (*C. Scopolianum* Schultz Bip.) **St** Judenburg (F 68); **K** Vellacher Kocna (B 56). *C. erisithales* × *rivulare* **N** Raxalpe (A 84). *C. super-Erisithales* × *spinosissimum* (*C. flavescens* Koch) **T** Contrintal 2400 m (H 18). *C.* **helenioides** × **acaule** (*C.* **scolopendron** Porta) **T** Tonale (P 65). *C. heterophyllum* × *oleraceum* **Os** Dresden, Erzgebirge (S 61). *C. heterophyllum* × *palustre* **Os** Tal d. Wilden Weißeritz (S 59), Erzgebirge, Voigtland (S 61). *C. heterophyllum* × *pauciflorum* (*C. Juratzkae* Reichart) **St** Trieben (D 21), Judenburg (F 61). *C. heterophyllum* × *spinosissimum* **Schw** Avers (S 65), St. Bernhardin, Hinterrhein (B 130). *C. heterophyllum* × *spinosissimum* × *acaule* (*C.* **Schroeteri** Braun) **Schw** Berninahäuser (B 130). *C.* **lanceolatum** × **arvense** (*C.* **bohemicum** Fleischer) m. var. **angustilobum** Fleischer, var. **latilobum** Fleischer mit var. **lanceolatiforme** Fleischer (B 114); **Bö** (F 31). *C. lanceolatum* × *oleraceum* **Hc** Jena (S 110). *C.* **montanum** × **palustre** (*C.* **brachiatum** Porta) **T** Gavardina (P 65). *C. oleraceum* × *palustre* (*C. hybridum* Koch) **Op** Johannisburg (K 3, F 91); **Sw** Hamburg (P 32), Wiemerskamp—Klein-Hansdorf (P 35); **K** Baildorf i. L., Loibltal, b. deutschen Peter (B 56); **Schw** Liestal (H 81), Andeer (B 130). *C. oleraceum* × *pannonicum* (*C. pseudoleraceum*) **N** Türitz (H 16). *C. oleraceum* Scop. × *pauciflorum* Spreng. (*C. Przybylskii* Eichenf.) **St** Trieben (K 22). *C. oleraceum* × *rivulare* **N** Raxalpe (A 84). *C. oleraceum* × *rivulare* var. **rivulariforme** Fleischer **Bö** (D 24). *C. oleraceum* × *spinosissimum* **Schw** Freiburg (J 30). *C. palustre* × *arvense* **O** Hinterstoder (K 21). *C.* **palustre** × **erisithales** (*C.* **variabile** Porta): **O** Hinterstoder (K 21); **T** Tonale (P 65). *C.* **palustre** × **helenioides** (*C.* **rigidum** Porta, *C. Wankelii* Rchb. ?) **T** Tonale (P 65). *C.* **palustre** × **montanum** (*C.* **Concilii** Porta) **T** Val di Ledro (P 65). *C. palustre* × *rivulare* **B** Maisinger Schlucht (V 20); **St** Wundschuh (F 63). *C. palustre* × *spinosissimum* (*C. foliosum* Rhiner) **Schw** Freiburg (J 30, 31). *C. pauciflorum* Spreng. × *palustre* Scop. (*C. Reichardti* Jur.) **St** Trieben (K 22). *C. rivulare* × *oleraceum* (*C. erucagineum* (Lam.) DC. **Bö** Leitomischl (D 21); **St** Steinhaus a. S. (N 25); **Schw** Neuchateler Jura (T 33). *C. spinosissimum* × *heterophyllum* **Schw** Silz 1800 m (S 67). † *Silybum Marianum* (L.) Gaertn. **Op** Heydekrug (F 89); **Schw** Zürich (S 25), Liestal (H 81). *Carduus* (S 114) **B** (H 85). † *C. pycnocephalus* Jacq. **Os** Dresden (S 61); **Schw** Zürich (N 11). *C. acanthoides* L. **Sw** Hamburg (P 32); **Hc** Stotternheim fl. albo (R 52); **E** (J 45); **Schw** Zürich + (N 11), Lenzburg (N 3). *C. crispus* L. **Ps** Schubin (M 64); **B** Reichenhall, Berchtesgaden [f. *putata*] (V 25); **L** Parenzo (C 2). *C. crispus* f. **megalocephalus** Domin (*macrocephalus* olim) **Bö** Sloupnice (D 45). *C. sepincolus* Haußkn. **Bö** Leitomischl (F 33); f. **microcephalus** Domin **Bö** Chlumek (D 45). *C. personatus* (L.) Jacq. **Bd** Tiefenstein (L 33); **St** Thalbach b. Schladming (H 56). † *C. hamulosus* Ehrh. **T** Innsbruck (M 98); **Schw** Zürich (N 11). *C. carduelis* (L.) W. et K. (*C. arctioides* Willd.) **Kr** (P 16). *C. defloratus* L. **Wb** Ulm (H 32); **B** (N 13); **K** Hermagor—Kühwegeralpe (H 8). *C. glaucus* Baumg. **F** Föhrenkogel (A 80). † *C. nutans* L. **Op** Königsberg (B 92); **Sw** Hamburg (P 32); **Ps** Alt-Boyen (V 32); **Kr** (P 16). C. *nutans* L. ssp. **alpicola** Gillot **Schw** (G 25). † *C. acicularis* Bertol. **T** Valsugana (D 21). *C. viridis* Kern. **S** Mondsee (V 9). *C. acanthoides* × *crispus* L. **Os** Dresden (S 61); **Bd** Baseler Landstraße (T 8). *C. acanthoides* × *defloratus* (*C. Schulzeanus* Ruhmer) **N** Heßhütte (A 94). *C. acanthoides* × *glaucus* **St** Kraubath (K 22). *C. acanthoides* × *nutans* **Os** Dresden (S 61); **E** (J 45); **Schw** Zürich (N 11); f. *pernutans* **Hc** Weimar (T 30). *C. acanthoides* × *rhaeticus* (*C. drauburgensis* L. Keller) **T** Ulten—Proveis (H 14). *C. crispus* × *nutans* **Os** Dresden (S 61). *C. defloratus* × *crispus* (*C. praticolus* Beck) **N** Türnitz (H 16). *C. defloratus* × *nutans* (*C. Brunneri* ABr.) **Schw** Solothurn (L 50). *C. defloratus* × *personata* (*C. Naegelii* Brügg., *C. digeneus* Beck. *C. Bambergeri* Hsm., *C. stiriacus* Beck, *C. peculiaris* Beck) **Schw** (B 22, 24), Tessin (C 31). *C. defloratus* × *platylepis* **T** Brixental (H 40). *C. glaucus* × *nutans* **N** Föhrenkogel (A 80). *C. nutans* L. × *personatus* (L.) Jacq. **B** Pfronten (V 25); Neuburg a. D. (E 23). *Onopordon* (S 114) O. *Acanthium* L. **Op** Johannisburg (F 91); **Sw** Hamburg (P 33); **Ns** Oldenburg (P 35); **B** Isargebiet (G 20); **St** Thalheim (F 61). *Lappa* **B** Neuburg (E 24). *L. tomentosa* f. *glaberrima* Fr. **Sl** Liegnitz (S 85). *L. austriaca* (Teyber) DT. (*Arctium austriacum* Teyber) **N** Baumgarten a. d. March (T 1). *L. nemorosa* Koern. (*Arctium nemorosum* Lej.) **Op** Wildenhoff (A 24), Puschdorf; Wartnicken (H 12), **N** Baumgarten a. d. March (T 3), Hollenstein a. d. Ybbs (T 1); var. **microcephala** Erdner **B** München, Neuburg a. D. (E 24). *L. officinalis* All. × *tomentosa* Lk. f. **intermedia** Erdner, f. **sub-officinalis** Erdner, f. **decalvata** Erdner **B** Neuburg a. D. (E 24). *L. officinalis* All. × *minor* DC. **B** Neuburg a. D. (E 24). *L. nemorosa* Körn. × *tomentosa* Lam. **B** Wendelstein—Brannenburg (E 24). *L. nemorosa* Körn. × *officinalis* All. f. **intermedia** Erdner **B** Neuburg a. D. (E 24). *L. tomentosa* Lam. × *minor* DC. (*L. mixta* [Nyman]) **B** Neuburg a. D. (E 24); **N** Simmering (T 3). *Carlina* (S 114) **Wp**

Löbau (L 24); **E** Winzfelden 0 (J 45); **Wb** Ulm (H 32, 34); **L** Parenzo (C 2). *C. acaulis* L. var. *caulescens* Lam. **Wp** Löbau (P 76); **Hc** Sangerhausen [nicht *coerulescens*] (B 31). *C. longifolia* Rchb. **Schw** Misox (S 152), Verzasca (C 26, 27). *Saussurea alpina* (L.) DC. **B** Schachen (H 68); **Schw** Berner Oberland (F. 25), Wallis (P 6). *S. lapathifolia* (L.) Beck (*S. discolor* Willd.) **B** Hinterstein (V 25); **Kr** (P 12); **Schw** Tessin (C 24, R 34), Verzasca (C 26). *S. pygmaea* (Jacq.) Spreng. **Kr** (P 12). *Serratula* (S 114) *S. tinctoria* L. **Me** Neubrandenburg (K 38); **Bd** Herthen, Brennet (L 33); **K** Weißenau i. L. (B 56); **Kr** (P 12). *S. Vulpii* Fisch-Oost. (*S. monticola* Boreau) **K** Plöckenpaß (K 69); **Kr** (P 16); **Schw** Brazel (T 33). *Jurinea cyanoides* (L.) Rchb. **Hc** Römhild (E 3); **B** Kitzingen (E 28). *Carthamus* (S 114) C. *tinctorius* L. **Kr** (P 12). *C. lanatus* L. **Kr** (P 12); **Schw** Zürich + (N 11). † *Cnicus benedictus* L. **Schw** Zürich (N 11). *Centaurea**) (B 135, G 74, H 43, S 114) **B** (R 53, G 74). *C. Rhapontica* L. **Schw** Ghiridone, Mt. Generoso, Blegnotal. Tosafälle, Bosco (S 75), Tessin (C 21). *C. alpina* L. **Kr** (P 12). † *C. ruthenica* Lam. **T** Innsbruck (M 79). † *C. Calcitrapa* L. **Wp** Löbau (L 24); **Hc** Halle (F 28); **Kr** (P 12). † *C. melitensis* L. **Schw** Zürich (N 11). *C. solstitialis* L. **Wb** Ulm (H 31), Neckarthailfingen (E 9); **N** Seitenstetten (H 11): **Schw** Zürich (S 25). † *C. salonitana* Viv. **T** Valsugana (M 79). *C. rupestris* L. mit *C. subrupestris* × *Fritschii* und *super-rupestris* × *Fritschii* α *lutescens* Koch β *purpurescens* Koch **Kr** (P 12). † *C. spinulosa* Rochel **Schw** Yverdon (C 68), *C. Fritschii* Hayek **Kr** (P 12). † *C. Sadleriana* Janka **N** Siebenbrunn i. M. (H. 48); **Schw** Yverdon (C 68). *C. Scabiosa* L. **Ns** Ilmenaugebiet (P 38); var. *integrifolia* Vukot. **K** Poanz i. Bärentale (B 56): var. *tenuiloba* Schleich. u. *grinensis* Reut. **Schw** Tessin (C 30, 31). *C. alpestris* Hegetschw. **St** Eisenerz (K 68): f. **oblongifolia** Murr **V** Arlberg: Rauz (M 79). † *C. Moehrleniana* Vetter **Schw** Yverdon (C 68). † *C. orientalis* L. **Schw** Yverdon (C 68). *C. Cyanus* L. **B** Oberweihersbusch, Schwabach (S 123); **Kr** (P 12). *C. axillaris* Willd. **St** Trifail (K 46) **Schw** Tessin (C 18). *C. montana* L. **Op** Tilsit—Ragnit (F 93); **E** (J 45); **Wb** Ulm (H 32); **Bö** Krumau (P 9): **St** Frauenalpe b. Murau (H 56), Graschnitztal (F 78): var. *Triumfetti* f. *calvescens* Briq. **Schw** Tessin (C 19, 22). *C. maculosa* Lam. (*C. paniculata* Hsm.) **T** Bozen (F 51); **Schw** Oldis. Igis (B 129). *C. Rhenana* Boreau (*C. paniculata* Jacq.) **Op** Johannisburg (F 91): **Sw** Hamburg (P 32); **St** Sachsenfeld (F 61): **Kr** (P 12); **T** Bruneck. Riva

---

*) Anordnung nach HAYEK, G. v., Die Centaurea-Arten Österreich-Ungarns 1901, 4°.

(F 51). *C. cristata* Bartl. **Kr** (P 12). † *C. diffusa* Lam. **Op** Königsberg (B 92); **Sw** Hamburg (P 32); **Br** Frankfurt (A 115); **Sl** Gleiwitz (S 87); **Schw** Yverdon (C 68). *C. splendens* L. **Schw** Locarno (S 82). *C. leucolepis* DC. **Ps** (P 28) **Kr** (P 12). *C. Haynaldi* Borbás **Kr** (P 16). *C. bracteata* Scop. (*C. amara* Koch) **T** Brixen (F 51). *C. pannonica* (Heuff.) (*C. angustifolia* Schrank) **N** Würnitz (D 21), Seitenstetten (H 11), Wiener Neustadt—Fischau (F 51); **Kr** (P 12). *C. angustifolia* Schrank **T** Innsbruck (H 14). *C. jacea* L **Ns** Norderney (S 12); **Hc** Thüringen (R 49); **Kr** (P 12); f. *cuculligera* Rchb. **Ps** (P 28); a *vulgaris* 1 *tomentosa* Aschers. **Wp** (T 10) **Sl** Grünberg (S 85); var. *nemoralis* **E** Vogesen (J 45); var. *Vadensis* Koch **Schw** Tessin (C 19). *C. subjacea* Beck **St** Gratwein (F 64). *C. macroptilon* Borbás **St** Gratwein (F 64), Fürstenwald (H 56); **Kr** (P 16). *C. oxylepis* (Wimm. et Grab.) (*C. pratensis* Thuill.) **Me** Schwerin (T 25); **Bö** Leitomischl (D 21); **Schw** Tessin (C 30, 31); var. **subacaulis** Chenev. **Schw** Tessin (C 31). *C. serotina* Boreau **Mr** Zweibrücken (T 42). *C. rotundifolia* (Bartl.) (*C. vochinensis* Bernh. pp.) **St** Fürstenwald (H 56); **Kr** (P 16); **Schw** Tessin (C 19). *C. nigrescens* Willd. (*C. vochinensis* Bernh. pp.) **St** (K 58) Puntigam-Abtissendorf (F 48); **K** Klagenfurt (S 2); **L** Parenzo (C 2). *C. dubia* Suter (*C. transalpina* Schleich.) **Bd** Wiehrebahnhof (T 7); **T** Sterzing (F 51); **Schw** Zürich + (N 11); † var. *hirta* Murr **T** Valsuganabahn (M 79). † *C. nigra* L. (*C. nemoralis* Jord.) **Wp** Danzig (K 5); **Schw** Hüntwangen (S 71), Neuchâteler Jura (T 33). *C. phrygia* L. **Wp** Rosenberg (P 74); **B** Isargebiet (G 20). *C. elatior* Gaud. (*C. pseudophrygia* C. A. Meyer) **Sw** Sandesneben (P 35); **B** Irschenhausen (V 20); **Bö** Krumau (P 9); **Kr** (P 12); var. **melanolepis** Briq. **Schw** Tessin (C 19). *C. cirrata* Rchb. (*C. rhaetica* Moritzi) **T** Val di Ledro (F 51). † *C. dealbata* Willd. **Br** Potsdam (A 115). *C. Matziana* Teyber **N** Bruck a. d. Leitha, Grinzing (T 1). † *C. dubia* × *jacea* **Schw** Zürich (N 11). *C.* **jacea** × **nigra** (*C.* **Gerstlaueri** Erdner) **Bd** Wiehrebahnhof (T 7); **B** Marbach b. Krumbach, Wertingen, Wemding, Dillingen (E 25); **Schw** Zürich (N 11). *C. jacea* × *rhenana* Boreau **Bd** Hartheim (T 9, H 128). *C.* **jacea** × **(scabiosa** × **rupestris)** **B** München (G 73). *C. oxylepis* × *jacea* (*C. Fleischeri* Hayek) **Bö** Leitomischl (D 21). *C. rhenana* × *pannonica* (*C. Beckiana* M. F. Müller) **N** Horn—Maria Dreieichen (T 4). † *Crupina vulgaris* Pers. **Schw** Zürich (N 11), Niederurnen (N 3). † *Xeranthemum annuum* L. **Hc** Erfurt (R 52); **Schw** Zürich (N 11). † *Scolymus hispanicus* L. **Schw** Yverdon (C 68). *Lampsana communis* L. **Kr** (P 12). † *L. grandiflora* Boiss. **Hc** Erfurt (R 9). *Aposeris foetida* (L.) Cass. **Kr** (P 12); **Schw** Tessin (C 19), Ormonts (C 36), Gleck, Jenins (B 129).

Arnoseris minima (L.) Lk. (*A. pusilla* Gaertn.) **Ps** Alt-Boyen (V 32); **N** Keilberg (T 1). † *Rhagadiolus stellatus* (L.) Gaertn. **Schw** Zürich (N 11). † *Cichorium Intybus* L. **Op** Heydekrug (F 89); **Hc** Erfurt fl. albo (R 52); **Schw** Yverdon (C 68). † *C. Endivia* L. **Schw** Zürich (N 11). † *Hyoseris radiata* L. **Schw** Zürich (N 11). † *Hedypnois cretica* (L.) Willd. **Schw** Zürich (N 11). *Thrincia hirta* Roth **Me** Schwerin (T 25); **Ns** Langeroog (F 37); **Os** Großenhain, Königsbrück, Ortrand (S 61); var. *psilocalyx* DC. **Schw** Tessin (C 19). *Leontodon* **B** (N 2). *L. autumnalis* L. **Schw** Tessin (C 18); var. *alpinus* L. f. **tenuiscata** Chenev. **Schw** Tessin (C 19); var. *parviflorus* Opiz **Bö** Vorlik im südl. Moldautale (D 45); var. *pinnatifidus* Opiz **Bö** Brdygebirge (D 45). *L. pratensis* Rchb. **Ms** Anhalt (H 101). *L. pyrenaicus* Gouan **E** (J 45); **Bd** (E 15); **Wb** Freudenstadt (E 15); **Schw** Gäbrisgebiet (S 38), Sarine (B 20); var. *aurantiacus* Koch **T** Ratzes (J 46). *L. hastilis* L. **E** (J 45). *L. hispidus* L. **Ns** Ilmenaugebiet (P 38), Geestemünde (P 40); var. **alpicola** Chenev. **Schw** Tessin (C 31); var. **thrinciiformis** Murr (1905) **T** Arco (M 101). *L. incanus* (L.) Schrank **B** Mamming (G 18). *L. crispus* Vill. var. **denudatus** Murr **T** Nago (M 80). † *L. hirtus* L. **Schw** Zürich (N 11). *Picris hieracioides* L. **Sw** Hamburg (P 32) **Br** Frankfurt (B 121); **B** Isargebiet (G 20); **Bö** Reichenberg (M 48); **St** Werndorf (F 73); var. *subalpina* Arv.-Touv. **Schw** Tessin (C 31). *P.* **Kelleriana** Arv.-Touv. **Schw** Toira, Aquila, Olivone (K 19, S 71). † *T. Sprengeriana* (L.) Poir. **Bd** Freiburg (H 128); **T** Valsugana (D 21); **Schw** Zürich (N 11). *P. augustissima* Arv.-Touv. **Schw** Tessin (C 30). † *Helminthia echioides* (L.) Gaertn. **E** (J 45) Grange-aux-Ormes, Marly (B 10); **B** Nürnberg (G 66); **Schw** Zürich (N 11, S 25), Solothurn (L 50). † *H. humifusa* Trev. **T** Arco, Bolognano (M 98). *Urospermum Dalechampii* (L.) Desf. **L** Medolina (W 55). † *Tragopogon porrifolius* L. **Schw** Zürich (S 25, N 11). † *T. major* L. **Wp** Danzig (K 5), Weichselgelände (S 50, 53); **N** Seitenstetten (H 11). *T. pratensis* L. **Schw** Solothurn (L 50). *T. floccosus* W. et K. **Op** Tilsit (F 92); var. **Heydenreichii** Preuß **Op** Ragnit (P 72). *T. Tommasinii* Schultz Bip. **L** Triest (F 51). *T. campestris* Bess. **Bö** Karlstein u. Szbsko (D 36). *T.* **praecox** Buchenau **T Schw** (F 41). *Scorzonera austriaca* Willd. var. **depressa** Murr **T** Trient, Nago (M 101); var. *platyphylla* Beck, var. *oblongifolia* Vis. u. var. *stenophylla* Beck **Kr** (P 12). *Sc. humilis* L. **Op** Johannisburg (F 91); **Bö** Krumau (P 9); **Schw** Baulmes (P 62), Grande-Ronde (T 33); f. *angustifolia* **Op** Pillkallen (F 93); f. *latifrons* Neilr. **Op** Tilsit (F 92); **Wb** Maulach (E 12); var. *ramosa* Neilr. **Bö** Babina, unter dem Langen Berge (D 26). *Sc. aristata* Ramond

Kr (P 12). *Sc. hispanica* L. **Sw** Hamburg + (P 32); **K** (P 12): **T** Nomi (M 101); **Schw** Zürich (N 11). *Sc. rosea* W. et K. **Kr** (P 12). *Sc. purpurea* L. **Wp** Weichselgelände (S 50, 53); **B** Isargebiet (G 20). † *Podospermum Jacquinianum* Koch **Schw** Zürich (N 11). *P. laciniatum* (L.) DC. **Hc** Hildburghausen (E 3); **B** Sulzheim (H 21): **M** Keltschau, Zadowitz (W 28). *Galasia villosa* (Scop.) Cass. (*Scorzonera villosa* Scop.) **Kr** (P 12). *Hypochoeris glabra* L. **Schw** Tessin (C 18); f. *erostris* Coss. **Schw** Tessin (C 19). *H. radicata* L. **Op** Heydekrug (F 90); **Kr** (P 12); var. *hispida* Peterm. **K** Gailtal (P 85). *Achyrophorus maculatus* (L.) Scop. (*Hypochoeris maculata* L.) **Op** Heydekrug (F 89, 90), Johannisburg (K 3, 4); **B** Mamming (G 18); **Kr** (P 12); **Schw** Neuchâteler Jura (T 33). *A. uniflorus* (Vill.) Bl. et Fing. **St** Frauenalpe b. Murau (H 56); **Kr** (P 12): **Schw** Lens (B 67), Verzasca (C 26). *Willemetia stipitata* (Jacq.) DT. (*W. apargioides* Cass.) **B** Berchtesgaden (R 46); **St** Sackwiesensee a. Hochschwab (N 25), Aussee (H 56); **Kr** (P 12); **Schw** Bachtel (N 4). *Taraxacum* (M 87) **B** (N 2). *T. officinale* Weber f. **microcephalum** P. Junge **Sw** Segeberg (J 48); var. **willemetioides** Murr **T** Zirl, Inzing (M 80, D 21), Trient (M 104). *T. corniculatum* Kit. **Ns** Oldenburg (P 35). *T. alpinum* Koch **N** Hesshütte (A 94): var. **ochroleuca tubulosa** Hellweger **T** (H 82). *T. palustre* (Huds.) DC. (*T. paludosum* (Scop.) Kern.) **Ns** (B 147) **Bd** Freiburg (V 20): **B** Maisinger See (V 20), Isargebirge (G 20); var. *depressum* Gremli **Schw** Solothurn (L 50); var. *lanceolatum* (Poir.), var. *Sturmii* Beck, *T.* **pseudopalustre** Murr u. *T.* **decurrentiforme** Murr **T** Zirl b. Innsbruck (M 87). *T. nigricans* Rchb. **Schw** Freiburg (J. 29). *T.* **Schroeterianum** Handel-Mazzetti **Schw** östliche Zentralalpen (H 20). *T. laevigatum* DC. **L** Pola (M 81); **Schw** Solothurn (L 50); † var. *erythrospermum* auct. **Schw** Zürich (N 11). *T. Pacheri* Schultz **T** Sonnwendjoch (M 79). *T. Hoppeanum* Griseb. **T** Gossensaß (H 19). *T. officinale* × *corniculatum* (*T. perincisum* Rigo) **T** Toblino (D 21). *T.* **officinale** × **paludosum** (*T.* **willemetioides** Murr) **T** Innsbruck: Zirl—Inzing (D 21). *Chondrilla juncea* L. **P** Thiessow a. Rügen (G 71): **Hc** Erfurt (R 13); **B** Augsburg (W 13); **Bö** Krumau (P 9): **Kr** (P 12): var. *acanthophylla* **Ps** Alt-Boyen (V 32), *Ch. prenanthoides* (L.) Vill. **K** Plöckenpaß (K 69): **Kr** (P 12). *Prenanthes purpurea* L. **Hc** Coburg. Gleichberge, Eisfeld (E 3); **E** (J 45): **Wb** Ulm (H 32): **N** Wien (F 51): **T** Trins (F 51); var. *tenuifolia* (L.) Gremli **Schw** Verzascatal (C 26, R 34). † *Lactuca sativa* L. **Schw** Zürich (N 11). *L. virosa* L. **Hc** Thüringen (R 49): **Schw** ? Zürich + (N 11). *L. Scariola* L. **Sw** Hamburg (P 32); **Ps** Schubin (M 64); **B** Isargebiet (G 20). Augsburg (W 13); **N** St. Veit (F 51): **Schw** Zürich (S 25). *L. salig-*

L. **Wb** Ulm (H 31, 33); **Schw** Zürich + (N 11). *L. muralis* (L.) Fres. **Hc** Erfurt (R 52); **L** Parenzo (C 2); var. **atropurpurrea** Glaab **S** Untersberg: Rosittenalpe (G 32). *L. quercina* L. (*L. stricta* W. et K.) **Mr** Karlstadt a. M. (V 25); **B** Würzburg (K 63). *L. perennis* L. **Schw** Six Fontaines im Waadter Jura (P 62); Merlingen-Beatenberg (F 21); f. **integrifolia** Domin **Bö** Vorlik im südl. Moldautal (D 43, 45). *Sonchus asper* All. **Ns** Norderney (S 12). *S. arvensis* L. **SW** Alsen (R 16); **Ns** Osnabrück (M 68), Langeroog (F 37). *S. paluster* L. **Sw** Alsen (R 16); **Ns** 0 (B 147); **Br** Frankfurt (B 121); **Ms** Anhalt (H 101); **Hc** Eisleben (H 37). *Mulgedium alpinum* (L.) Cass. **Os** Weißeritzthal: Edle Krone—Barthmühle (S 59); **Bd** Muttersleben, Unteralpfen (L 33); **B** Lindau (L. 33); **St** Reichenstein (F 61); **Schw** Ormonts (C 36), Neuchâteler Jura (T 33), Hohe Rhone (N 4), Wallis (P 6). *M. Plumieri* (L.) DC. **Schw** Ormonts (C 36). *Crepis foetida* L. **T** Riva (F 51); **Schw** Zürich (S 25). *C. rhoeadifolia* M.-Bieb. **N** Grinzing (F 51). *C. taraxacifolia* Thuill. **Bd** Säckingen (L 32). *C. setosa* Hall. f. **E** + (J 45); **Bd** Ihringen + (F 85); **N** Wien (F 51); **Kr** (P 12); **Schw** Zürich + (N 11). *C. praemorsa* (L.) Tausch **Op** Johannisburg (K 4): **B** Isargebiet (G 20); **St** Doblbad—Lieloch (F 61), Thal (F 80); var. **Mileri** Podp. **Bö** Münchengrätz (P 48). *C. incarnata* (Wulf.) Tausch **K** Loibltal (F 51); **Kr** (P 12). *C. aurea* (L.) Cass. **St** Mariazell (F 51); **Kr** (P 12); **Schw** Chasséron, Aiguille de Baulmes (M 27); Dent de Vaulion (M 28): var. *humilis* Gaud. **Schw** Tessin (C 21). *C. alpestris* (Jacq.) Tausch **N** Gutenstein (F 51); **O** Unterlausa (F 51); **Schw** Trullikon (N 7): Naegelibuck (N 10). *C. jubata* Koch **Schw** Piz Curvér (B 130). *C. chondrilloides* (L.) Froel. **Kr** (P 12). *C. biennis* L. **N** Mauer (F 51); **O** Aistersheim (F 51). † *C. nicaeensis* Balbis **T** Windisch-Matrei (F 51); **Schw** Aclens (A 76). † *C. tectorum* L. **Schw** Zürich (N 11). *C. virens* L. **Kr** (P 12); var. *humilis* Gaud. **Schw** Tessin (C 21). *C. paludosa* (L.) Moench **Kr** (P 12). † *C. mollis* (Jacq.) Aschers. (*C. succisaefolia* Tausch) **Bd** (1903 als *Cr.* Species (T 7)); **B** Karlsfeld b. München (V 20); **S** Salzburg (F 51) **Schw** Loquat (T 34); sspec. **Velenovskyi** Domin **Bö** Sadská (D 36). *C. blattarioides* (L.) Vill. **Bd** Feldberg (E 15); **N** Schneeberg (F 51); **S** Salzburg (F 51); **Kr** (P 12). *C. grandiflora* (All.) Tausch **T** Trins (F 51). *C.* **Degeniana** Borbás (*C. grandiflora* var. *Degeniana* Borbás) **Schw** Tessin: Camoghè-Josone (B 100, S 67). *C. montana* (L.) Tausch **St** Gregerlnock b. Turrach, Zeiritzkampel, Aussee (K 61); **Kr** (P 12); **Schw** Sarine (B 20). *C. triglavensis* (Hacq.) Kern. (*C. hyoseridifolia* Koch) **Kr** (P 12). *C. andryaloides* (Brign.) Fritsch **Kr** (P 12); **L** Triest (F 51). *C. neglecta* L. **Kr** (P 12.)

*Hieracium**) (B 53, M 108, S 46, 114) **Sl** Riesengebirge (B 54, O 3, S 85); **B** (M 83, 93, 96, 100) Regensburg (V 27); **Bö** Riesengebirge (B 54, M 96); **M** (M 96, O 3); **S** (B 57, 60); **St** (B 57, 60) Murtal (O 1, 2); **K** (B 55, 57, 60); **T** (B 57, 60), (M 83, 93, 96, 100); **V** (M 83, 93, 96, 100); **Schw** (B 67, 130, K 2, W 25) Berner Oberland (F 25), Simplon (F 10), Aostatal (W 27), Tessin (C 30, 31), Freiburg (J 30), Wallis (J 11). *H. Hoppeanum* Schult. ssp. *virentisquamum* NP. **Schw** Tessin (C 22). *H. testimoniale* Naeg. **B** Isargebiet (G 20). *H. Peleterianum* Mérat **Schw** Tessin (C 19). *H. Pilosella* f. *gracilenta* Arv.-Touv. **Schw** Walenstadtberg (S 28); var. *nigrescens* Fries **K** Thörl—Spittal (P 85); ssp. *trichophorum* NP., 2 *brevipilum* NP. **N** Olberndorf—Louisenmühle (D 21); var. *tricholepium* NP. **Br** Berlin (A 115); ssp. *subvirescens* NP. **Schw** Tessin (C 22); ssp. *inalpestre* NP. **T** Lagertal (860); **Schw** Tessin (C 22); ssp. *trichadenium* NP. **Schw** Tessin (C 22); ssp. *bellidiforme* NP. **Schw** Tessin (C 22). *H. Pilosella* × *Auricula* **Bd** Freiburg (T 5). *H. Pilosella* × *florentinum* **Bd** Freiburg (T 5). *H. Pilosella* × *pratense* **Sw** Hamburg (P 32). *H. Hoppeanum* × *Pilosella* (*H. hypeuryum* NP.) **Schw** Tessin (C 21, 22). *H. Peleterianum* × *Pilosella* NP. **E** (J 45). *H. Auricula* Lam. f. *monocephala* **Me** Neubrandenburg (K 38); ssp. *melaneilema* NP. **Schw** Tessin (C 22). *H. Faurei* Arv.-Touv. (*H. glaciellum* NP.) **Schw** Tessin (C 22). *H. aurantiacum* L. **Op** Straddicktal (A 13); **Sw** Hamburg + (P 32); **Bd** Feldberg, Beitzenhardt, Moos (E 15); **Bö** Krumau (P 9); f. *claropurpureum* NP. **St** Rottenmanner Tauern (H 56). *H. pratense* Tausch **Wb** Ulm (H 33). *H. fuscum* Vill. **Schw** Val des Dix (P 5); ssp. *chrysanthes* NP. **Schw** Hinteres Safiertal (S 152). *H. prussicum* NP. **Wp** Linau (L 46), Danziger Niederung (P 75). *H. flagellare* Willd. u. var. *cernuiforme* NP. **M** Leipnik (F 51); ssp. *spathophyllum* NP. **M** Podhura b. Leipnik (D 21). *H. spathophyllum* ssp. *fulvescens* NP. **M** Neuhof b. Leipnik (D 21). *H. cymosum* L. **Wp** Löbau (L 24); **Ns** O (B 147); **Schw** Dachen b. Zürich (N 4); var. *cymigerum* **Op** Johannisburg (K 4). *H. Sabinum* Seb. et Maur. **St** Hradofen: Vorderhütten (H 56). *H. setigerum* Tausch **Me** Wustrow (T 25); **Ms** Anhalt (H 101). *H. florentinum* All. **Wp** Stargard (P 69); ssp. *hirsutulum* NP. **Schw** Freiburg (J 31). *H. praealtum* Vill. **Ns** Osnabrück (M 68); **Ms** Anhalt (H 101); f. *gracilenta* Arv.-Touv. **Schw** Walenstadtberg (S 28); ssp. *pseudovistulinum* Oborny **M** Schlock—Bohuslavek, Lhota b. Leipnik (D 21). *H. Bauhini* Bess. f. *effusum* NP. **K** Arnoldstein (P 85); *H. Magyaricum*

---

*) Anordnung nach ZAHNs Bearbeitung in KOCH-HALLIERs Synopsis p. 1697 ff.

NP. f. *pilosius* **L** Pola (M 81); ssp. *tephrops* NP. u. ssp. *plicatum* Tausch **M** Leipnik (D 21, F 51). *H. bifidum* ssp. *sinuosifrons* Almq. **Schw** Freiburg (J 31); ssp. *stenolepis* Lindebg. **Schw** Freiburg (J 31). *H. brachiatum* Bertol. **St** Kindberg (H 56). *H. Bauhini* Bess. × *Pilosella* L. (*H. leptophyton* NP.) **K** Hermagor (K 85); **L** Pola (M 81). *H. sulphureum* NP. sspec. **turfigenum** Vollm. et Zahn **B** Haspelmoor (V 25). *H. hyperboreum* Fries **Op** Ragnit (P 72). *H. arvicola* NP. (*H. Florentinum-pratense*) sspec. **Bohemicum** Vollm. et Zahn **B** Böhmerwald: Lusen (V 25). *H. floribundum* W. et G. ssp. *floribundum* NP. **Op** Heydekrug (F 89); **Wp** Linau (L 46), Danziger Niederung (P 75); **M** Rybari b. Mährisch-Weißkirchen (D 21). *H. Magyaricum* × *pratense* (*H. Obornyanum* NP.) **Hc** Kahla (S 110) *H. Zizianum* Tausch sspec. **Evolenae** Zahn et Besse **Schw** Evolène—Arolla (J 8). *H. Pilosella-cymosum-florentinum* (*H. germanicum* NP.) **E** Vogesen (J 45). *H. cymosum-magyaricum* (*H. umbelliferum*) NP. **E** Vogesen (J 45). *H. florentinum-echioides* (*H. calodon* Tausch) **E** Vogesen (J 45). *H. magyaricum-echioides* (*H. pannonicum* NP.) **E** Vogesen (J 45). *H. porrifolium* L. **T** Lienz (F 51). *H. bupleuroides* Gmel. **Schw** Allmann (N 7); ssp. *crinifolium* NP. **T** Trins-Obernberg (F 51); ssp. *scabriceps* NP. **Schw** Tessin (C 22). *H. glaucum* All. **B** Augsburg (W 13); **St** Peggau (F 80); ssp. *Willdenowii* Monn. **N** Baden (F 51); ssp. *Jsaricum* Peter **N** Rodaun (F 51). *H. Schenki* Griesb. **B** Berchtesgaden (R 46); **S** Lungau (F 51). *H. villosum* Jacq. **T** Blaser (F 51); var. *calvescens* Collo **Schw** Tessin (C 22). *H. villosiceps* NP. **K** Steineralpe (F 51). *H. glabratum* Hoppe ssp. *trichoneurum* Prantl **S** Tweng (F 51). *H. glabratum* f. *glabratiforme* Murr **St** Kräuterin b. Weichselboden (H 56); ssp. *nudum* Kern. **T** Blaser (F 51). *H. flexuosum* W. et K. **Schw** Walenstadtberg (S 28, R 34). *H. piliferum* Hoppe **T** Virgen—Blaser (F 51). *H. amphigenum* Arv.-Touv. **Schw** Tessin (C 19). *H. glanduliferum* Hoppe var. *hololepsum* NP. **Schw** Tessin (C 22); ssp. *absconditum* Huter **T** Sexten (F 5). *H. Schmidtii* Tausch var. *crinigerum* Fries **M** Znaim (F 51). *H. candicans* Tausch **Bö** Monetin, Pilsen (F 51). *H. silvaticum* (*H. murorum*) var. *sagittatum* Lindebg. **T** Gschnitz (F 51); var. *subcaulescens* Arv.-Touv. **Schw** Tessin (C 21, 22); var. *subpraecox* Arv.-Touv. **Schw** Tessin (C 22); ssp. *gentile* Jord.; ssp. *serratifrons* Almq. **Schw** Freiburg (J 31); ssp. *bifidiforme* Zahn **Schw** Freiburg (J 31); ssp. *exotericum* Jord. Freiburg (J 31). *H. fragile* Jord. **M** Znaim (F 51). *H. vulgatum* Fries **Schw** Solothurn (P 83, L 50, R 34); var. *alpestre* Arv.-Touv. **Schw** Tessin (C 22): var. *latifolium* W. et Gr. **Br** Binenwald (S 105); var. *pinnatifidum* Lönnr. u. *sciaphilum* Uechtr. **N** Neuwaldegg (F 51): var. *subramosum* Arv.-Touv. **Schw** Tessin

(C 22); var. *nemorosum* Pers. **N** Krems (F 51): ssp. **Bubaki** Domin **Bö** Leitmeritz: Weiße Leite (D 25); sspec. **austrobavaricum** Vollm. et Zahn mit f. **basitrichum** Vollm. et Zahn u. f. **umbrosum** Vollm. et Zahn **B** um München (V 25). *H. vulgatum-silvaticum* (*H. umbrosum* Jord.) **E** Vogesen (J 45). *H. Mureti* Gremli **St** Veitsch (N 25). *H. caesium* Fries **St** Peggau (F 80). Fr. sspec. *caesium* var. *alpestre* Lindeberg **S** Hochfelln (V 25). *H. bifidum* Kit. var. *majus* Celak. **M** Znaim (F 51). *H. subcaesium* Fries **T** Trins (F 51); **Schw** Tessin (C 19), Freiburg (G 31); f. *pseudopraecox* Zahn **St** Leutsch—Sulzbach (H 56). *H. dentatum* Hoppe **T** Platzerberg (F 51). *H. incisum* Hoppe **Schw** Tessin (C 19). *H. Murrianum* Arv.-Touv. **T** Innsbruck (F 51). *H. Trachselianum* Christener **N** Schneeberg (K 16); ssp. *laceridens* var. **subrhoeadifolium** Murr **T** Platzerberg (D 24); ssp. *senile* Kern. **T** Blaser (D 21). *H. Wiesbaurianum* Uechtr. ssp. **adesum** Bernoulli et Zahn **Schw** Arolla (J 8). *H. subspeciosum* NP. **St** Weichselboden (N 25); ssp. *Jaborneggii* Pacher **K** Bärental (F 51). *H. oxyodon* Fries **Schw** Tessin (C 22); ssp. *leucodon* Zahn **Schw** Verzasca (C 27). *H. leucochlorum* Arv.-Touv. **Schw** Tessin (C 30, 31). *H. cirritum* Arv.-Touv. **T** Coldonazzo See, Trient (M 90); **Schw** Tessin (C 22). *H. glanduliferum* × *villosum* × *silvaticum* (*H. aphyllum* NP.) **T** Nomi (M 90); **Schw** Tessin (C 22). *H. graniticum* Schultz Bip. var. *medium* Uechtr. u. var. *multisetum* Uechtr. **M** Znaim (F 51). *H. silvaticum* × *Schmidtii* (*H. cinerascens* Jord.) **E** Vogesen (J 45); **Schw** Tessin (C 19). *H. canescens* Schleich., Link **T** Sexten (F 51); var. **Gauderi** Hausm., **T** Windischmatrei; Kerschbaumeralpe (F 51). *H. Dollineri* F. Schultz **O** Steyr (F 51); ssp. *lagarinum* Evers **T** Gardasee (D 21). *H. austriacum* Uechtr. **N** Perchtoldsdorf (F 51). *H. Sendtneri* Naegeli **N** Ternitz (F 51); **T** Trins (F 51). *H. carnosum* Wiesb. sspec. **carnosiforme** Vollm. et Zahn mit f. **calvescens** Vollm. et Zahn u. f. **pilosum** Vollm. et Zahn **B** um München (V 25). *H. subincisum* Arv.-Touv. **Schw** Tessin (C 19); var. *Rionii* (Gremli) **Schw** Tessin (C 22). *H. Ausserdorferi* Hausm. **T** Trins (F 51). *H. pleiophyllum* Schur **St** Pristova (K 60a). Antoniusquelle (F 78). *H. Cotteti* Arv.-Touv. **Schw** Tessin (C 31). *H. humile* Jacq. (*H. Jacquini* Vill.) **E** Vogesen (J 45); **Bd Wb** (E 15); **B** Kiefersfelden (V 20); **T** Gossensass (D 21); **Schw** Hörnli (N 7). *H. bernense* Christener **Schw** Tessin (C 22). *H. asterinum* Arv.-Touv. **Schw** Tessin (C 19). *H. alpinum* L. **T** Blaser (F 51); var. *melanocephalum* Tausch **Bö** Riesengebirge (F 51). *H. pumilum* Hoppe **T** Blaser (F 51). *H. Halleri* Vill. f. *foliosum* u. *pumilum* **St** Buchberg, Zagelkogel (N 25); f. *tubulosum* **Schw** Sarine

(B 20). *H. cochlearifolium* Zahn **Schw** Tessin (C 30). *H. nigrescens* Willd. **St** Stuhleck (N 25). *H. decipiens* Tausch **Bö** Elbwiese (F 51). *H. cochleare* Huter **B** Algäueralpen (V 25); **T** Nomi (M 90); **Schw** Tessin (C 22); var. *pseudo-Halleri* Zahn **B** Algäueralpen (V 25). *H. atratum* Fries **St** Hochschwab (N 25). *H. Bocconei* Griseb. **T** Trins (F 51). *H. Vollmanni* Zahn *(H. alpinum—vulgatum—silvaticum)* **B** Tegernsee (V 25). *H. amplexicaule* L. **S** Salzburg (F 51). *H. pulmonarioides* var. *glaucescens* Gremli **Schw** Tessin (C 21). *H. albidum* Vill. (*H. intybaceum* Jacq.) **St** Frauenalpe b. Murau (H 56). *H. prenanthoides* Vill. **Bö** Riesengebirge (F 51). *H. lanceolatum* Vill. **Schw** Tessin (C 31); ssp. *juvonis* (Huter) **T** Jaufen (D 21). *H. orthophyllum* G. Beck **T** Pustertal verbr. (F 51). *H. elongatum* Willd. **T** Trins (F 51); **Schw** Tessin (C 19); ssp. *oligophyllum* NP. **K** Starhand (P 85). *H. breyninum* G. Beck **S** Lungau (F 51). *H. pulchrum* Arv.-Touv. var. *subpilosum* Arv.-Touv. **Schw** Tschingla im Churfirstengebiet (S 28, R 34). *H. jurassicum* Griseb. **T** Trippach (F 51); ssp. *elegantissimum* (Zahn) **T** Jaufen (D 21); ssp. *macilentiforme* Murr et Zahn **V** Stuben (D 21); ssp. *prenanthopsis* Murr et Zahn **T** Jaufen (D 21). *H. epimedium* Fries **T** Pustertaler Alpen (F 51). *H. subalpinum* Arv.-Touv. var. *ellipticum* Arv.-Touv. f. *Vipetinum* Huter **T** Jaufen (D 21). *H. inuloides-laevigatum* (*H. rapunculoides* Arv.-Touv.) **E** Vogesen (J 45). *H. bohemicum* Fries **Bö** Elbwiese (F 51). *H. riphaeum* Uechtr. **Bö** Riesengebirge (F 51). *H. nigritum* Uechtr. **St** Hochschwab (M 96). *H. corconticum* Knaf **Bö** Riesengebirge (F 51). *H. asperulum* Freyn **Bö** Riesengebirge (F 51). *H. chlorocephalum* Wimm. **M** Großer Kessel (D 21). *H. stygium* Uechtr. **Sl M** Gesenke (F 51). *H. Gombense* Lagg. **Schw** Längisgrat 2757 m (W 51). *H. ochroleucum* Schleich. **T** Pustertal (F 51). *H. pseudopicris* Arv.-Touv. **T** Luttach (F 51); **Schw** Tessin (C 27). *H. picroides* Vill. **T** Pustertal (F 51); **Schw** Tessin (C 31). *H. pallidiflorum* Jord. var. *Seringeanum* Zahn **Schw** Val Pontirone (S 152). *H. Kalsianum* Huter **T** Kalstal (F 51); **Schw** Tessin (C 31). *H. macrocephalum* Huter **T** Kals (F 51) *H. laevigatum* Willd. (*H. rigidum* Hartm.) **Ns** Wangeroog (F 37); **M** Znaim (F 51); **Schw** Tessin (C 19); var. *latifolium* Lindeberg **T** Trins (F 51). *H. tridentatum* Fr. **Op** Heydekrug (F 89, 90); **Schw** Solothurn: Langendorfwald (P 83, L 50, R 34). *H. gothicum* Fries **T** Jaufen (D 21); **Schw** Tessin (C 30). *H. illyricum* Fries **L** Tolmein (F 51). *H. gothicum-vulgatum* (*H. diaphanum* Fries) **E** Vogesen (J 45); **T** (M 96). *H. asyngamicum* A. Kerner **T** Gschnitz (F 51). *H. inuloides* Tausch ssp. *inuloides* var. *lanceolatifolium* Zahn **V** Stuben (M 101); ssp. *tridentatifolium* var. *subtridentatum* Zahn **T** Jaufen (D 21). *H.*

umbellatum L. **P** Thiessow a. Rügen (G 71); **B** Bayerischer Wald (F 27); **T** Trins (F 51); var. *angustifolium* Koch **K** Plöcken (S 2); var. *stenophyllum* W. et Gr. **Op** Johannisburg (F 91). *H. monticola* Jord. **Schw** Neuchâteler Jura (T 33). *H. silvestre* Tausch **M** Znaim (F 51). *H. australe* Fries **N** Seitenstetten (H 11); **St** Trifail (K 46). *H. pseudocorymbosum* Gremli var. *aquilegense* Zahn **Schw** Aigle (J 9). *H. stiriacum* Kern. **M** Znaim (F 51). *H. racemosum* W. et K. **M** Znaim (F 51); **St** Lassnitz (F 65). *H. barbatum* Tausch **N** Kahlenberg (F 51). *H. dumosum* Jordan (*H. leicopsis* Murr et Zahn) **T** Innsbruck (F 51). *H. silesiacum* Krause **Bö** Kesselkoppe (D 25). *H. staticefolium* Vill. **St** Dachsteinschotter (H 56); **T** Sexten (F 51). *H.* **auriculifolium** Arv.-Touv. et Briq. **Schw** Tessin (C 31). *H. Balbisianum* Arv.-Tour. **Schw** Tessin (C 19). *H. Berardianum* Arv.-Touv. **Schw** Hörnli, Allmann (N 7). *H. ausugum* Murr et Zahn (*H. vulgatum* > *ramosum* v. *Dollineri*) **B** München, Starnbergersee (V 25). *H.* **Baerianum** Arv.-Touv. **Schw** Val di Bosco: Furka—Marchenspitz (B 5, R 34). *H.* **Braunianum** Zahn et Chenev. **Schw** Tessin (C 31). *H. divisum* Jord. **Schw** Freiburg (J 31). *H. Pseudo-Dollineri* Murr et Zahn ssp. *eriopodoides* Zahn **T** Trient (D 21). *H. falcatum* Arv.-Touv. **Schw** Tessin (C 22). *H.* **Auricula × cruentum** (*H.* **Handel-Mazettianum** Janchen) **T** Grödnerjoch (J 25). **H. Langeanum** Arv.-Touv. et Belli **Schw** Tessin (C 19). *H. latifolium × vulgatum* (*H. megalothyrsum* Murr et Zahn) **T** Sellrain (D 21). *H. melanocephalum* Tausch **T** (M 96); var. *grande* Wiem. **T** Arntal (M 96). *H. neglectum* Arv.-Touv. **Schw** Tessin (C 21). *H. oblongum* Jord. **Schw** Freiburg (J 31). † *H. prasiophoeum* Arv.-Touv. **Schw** Zürich + (N 11). *H. pseudeffusum* NP. (*H. florentinum-Bauhinii*) **B** Laun (V 25). *H. rhaeticum* Fries **Schw** Verzasca (C 26). *H. sixtinum* Arv.-Touv. et Briq. **Schw** Tessin (C 19). *H. subperfoliatum* var. *aligerum* Arv.-Touv. **Schw** Tessin (C 21). *H. tenuiflorum* Arv.-Touv. **Schw** Tessin (C 19). *H. Thomasianum* Zahn **Schw** Tessin (C 31). *H. Zahnii* Oborny **St** Frauenalpe b. Murau (H 56). † *Agaratum mexicanum* Sweet **B** Nürnberg (S 123); **T** Salurn (M 79). † *Coreopsis tinctoria* Nutt. **Sl** Schweidnitz (S 85); **Schw** Zürich (N 11, S 25). † *Guizotia abyssinica* Cass. **Schw** Zürich (N 11). † *G. oleifera* DC. **Schw** Zürich (S 25). † *Harpalium rigidum* (Desf.) Cass. **T** Innsbruck: Mühlau (M 79). † *Iva xanthiifolia* Nutt. **Schw** Basel (B 81). † *Lepachys pinnata* Torr. et Gray **T** Innsbruck: Mühlau (M 79). † *Myriactis Nepalensis* **Br** Berlin (A 115). † *Odontospermum aquaticum* (L.) Schultz-Bip. **Schw** Zürich (N 11). † *Tagetes glandulifera* W. et K. **Sw** Hamburg: Rothenburgsort (P 34). † *T. patula* L. **B** Schwabing (V 20); **St** Ponigl (F 73).

Lobelia Dortmanna L. f. *paniculata* Prahl **Sw** Ihlsee (D 21). † *L. Erinus* L. **Schw** Zürich (S 25, N 11).

Jasione (S 114) *J. montana* L. **Bd** mehrfach (L 33); **K** Wolfsberg (B 56). *Phyteuma* (S 102, 114). *Ph. pauciflorum* L. **Schw** Tessin (C 24, R 34). *Ph. hemisphaericum* L. **Schw** Verzasca (C 26), Sarine (B 20). *Ph. humile* Schleich. **Schw** Tessin (C 24, R 34), Alpe Laret (B 129). *Ph. orbiculare* L. **Os** Meißen (S 58), **Wb** Ulm (H 32); f. *interjectum* Beck **M** Kiritein (W 36). *Ph. Michelii* All. f. *corniculata* **Schw** Tessin (C 18). *Ph. corniculatum* Gand ssp. *charmelioides* (Biroli) R. Schulz var. *petraeum* R. Schulz **Kr** (P 16). *Ph. betonicifolium* Vill. **Schw** Freiburg (J 30); var. *sessilifolium* DC. **Schw** Tessin (C 21). † *Ph. nigrum* Schmidt var. *typicum* R. Schulz **Op** Wildenhoff (A 24); **Ps** Alt-Boyen (V 32); **Os** Voigtland (S 61): **Bd** Murgtal (L 32); **B** Deggendorf (P 53); **K** Wildensteiner Graben (S 2). *Ph. spicatum* L. **P** Warsow (H 124); **Bö** Kruman (P 9); **K** (K 59); ssp. *ochroleucum* Döll und ssp. *coeruleum* R. Schulz **Kr** (P 16). *Ph. Halleri* All. var. *typicum* R. Schulz **K** (K 59); **Kr** (P 16). *Ph. tenerum* sspec. *anglicum* var. *tenerrimum* R. Schulz **H** **Mr** **E** **Bd** (P 61). *Ph. confusum* Kern. **St** Zinken (D 21). *Ph. nigrum* × *spicatum* **Os** Voigtland (S 61). *Adenophora liliifolia* (L.) Besser **Op** Potschendorfer Schlucht (H 106); **Bö** (N 12); **Schw** Meride (C 18). *Specularia Speculum* (L.) DC. **Hc** Erfurt (R 9); **St** Sachsenfeld (F 52); **Kr** (P 16). *S. hybrida* (L.) DC. **Wb** Mähringen (E 11); **B** Nördlingen (P 53). *Campanula* incl. *Marianthemum* (S 114, W 46). *C. Zoisii* Wulf. **St** **K** **Kr** (D 9). *C. pulla* L. **St** Hochschwab (F 61). *C. caespitosa* Scop. **St** Wegscheid b. Mariazell (H 56); **Kr** (P 16). *C. pusilla* Haenke **Bd** **Wb** (E 15); **O** Reichraming (F 51); **S** Salzburg (F 51); **Kr** (P 16); **Schw** Tessin (C 30), Dreiländerstein (S 27); var. **inciso—serrata** Chenev. **Schw** Tessin (C 30). *C. linifolia* Scop. **T** Val Vestino (F 51), Karersee—Welschnofen b. Bozen (D 21); **Schw** Simplon (W 47). *C. praesignis* Beck **N** Guttensteiner Tal (T 3). *C. rotundifolia* L. (W 47) **Ns** Wangeroog (F 37); **Ps** Schubin (M 64); **N** Wiener Neustadt, Gloggnitz (F 51); **St** Seckau (F 51); **T** Trins (F 51), Innsbruck (M 79); var. *confertifolia* Reuter **Schw** Tessin: Locarno (C 30); f. *laxiflora* Beck **Wp** Oliva (G 59). *Campanula lancifolia* M. et K. **H** Frankfurt (P 61); **Mr** Bayer. Pfalz (P 61). Taunusgebirge: Oberursel (W 47); **E** Vogesen (P 61); **B** München (P 61). *C. Hostii* Baumg. **N** Guttenstein (F 51). *C.* **Marchesettii** Witasek (*C. rotundifolia* Parl., *C. Scheuchzeri* Marchesetti) **Kr** (W 46). Vremščiča (J 55); **L** (W 46). *C. solstitialis* Kern. **N** Jauerlig (F 51). *C. Kerneri* J. Witasek **T** Gschnitztal (F 51). *C. Scheuchzeri* Vill. **St** Semmering (F 51); **Kr** (P 16); **T** Blaser (F 51);

Schw Dreiländerstein (S 24). *C. rhomboidalis* L. **Schw** Solothurn (J 30). *C. bononiensis* L. **Op** (H 109), Rhein (A 19), Johannisburg (K 3, 4); **Br** Finkenberg (S 106); **Kr** (P 12). *C. rapunculoides* L. **Op** Heydekrug (F 89); **P** Warsow (H 124); **Sw** Hamburg (P 32); **Mr** Zweibrücken (T 42); **Kr** (P 16); **Schw** Walenstadtberg (S 28); var. *hirta* Peterm. **B** (P 53). *C. Trachelium* L. **Bö** Prag (F 51); **N** Laxenburg (F 51); **O** Reichraming (F 51); **Kr** (F 16); **T** Trins (F 51). *C. latifolia* L. **Sw** Hamburg (P 33); **B** Oberaudorf (V 20); **St** Terz—Mariazell (L 38). *C. patula* L. **Hc** Schmalwassergrund (O 7); **B** Bayerischer Wald (P 27); **M** (P 49); **O** Tumelsham (H 8); var. *flaccida* Koch **Schw** Tessin (C 19); var. **moravica** Podp. **M** (P 49); var. **serratisepala** Murr **Sw** Ahrensburg (P 34); **T** Trient (M 79). *C. persicifolia* L. **Mr** Zweibrücken (T 42); **Kr** (P 16); var. *eriocarpa* M. et K. **Wb** Ulm (H 33). *C. cenisia* L. **Schw** Tessin (C 24), Aquila—Olivone 850 m (K 18, R 34), Staffelalp 1600 bis 1700 m (S 67), Belalp (C 64). *C. thyrsoidea* L. **St** Prebichl (K 68). *C. spicata* L. **Kr** (P 12); **Schw** Misox (B 130). *C. Cervicaria* L. **Op** Pillkallen (F 93); **Wp** Rosenberg (P 74), Löbau (P 81); **Mr** Zweibrücken (T 42); **St** Cilli (F 78); **K** Unterdrauburg (P 85); **Schw** Solothurn (L 50), Lägern b. Zürich (N 4). *C. glomerata* L. **Sw** Hamburg (P 32); **N** Seitenstetten (H 11); **Kr** (P 16). *C. alpina* L. **B** Berchtesgaden (R 46). *C. barbata* L. **Wb** Wangen (E 15); **B** Berchtesgaden (R 46); **St** Prebichl (K 68); **Kr** (P 12); **Schw** Gäbrisgebiet (S 38). var. *pusilla* Gaud. **Schw** Tessin (C 19, 21). *C. Sibirica* L. **Wp** Löbau (L 23, 24); **Br** Landsberg a. d. Warthe (B 93); Eckartsberg, Finkenberg (S 106). *C. Alleonii* Vill. **Schw** Zermatt [wohl verschleppt?] (S 67). † *C. medium* L. **B** Nürnberg (G 66). *C. Schleicheri* Sut. **B** Brünnstein (V 20). *C. serotina* Wettst. **T** St. Constantin—Seis (H 18, 19). *C. rhomboidalis* × *Scheuchzeri* (*C. Murithiana* Christ) **Schw** Freiburg (J 30). *C. Scheuchzeri* × *rhomboidalis* **Schw** Freiburg (J 31).

Vaccinium Myrtillus var. *leucocarpum* Dumort. **Wp** Löbau (P 76); **B** Neubrunn, Roßdorf, Unterbrunn (V 14); **St** Zelinger Wald b. Stainz (F 68); **K** Gailtal (P 85); var. **coronatum** Jacobasch **Br** Berlin. Niederlausitz (J 23); **Hc** Jena (J 23). *V. uliginosum* L. **M** Werndorf (N 21); **St** Ramsau b. Schladning (H 56); **Schw** Solothurn (P 83); var. **angustifolia** Schorler **Os** Reitzenhain (S 61). *V. Vitis-idaea* L. **B** (N 13); **St** Hochschwab (F 61); **T** Ratzes (J 46); var. *leucocarpum* Asch. et M. **Schw** Berner Oberland (F 25). *V. Oxycoccus* L. (*Oxycoccos palustris* Pers.) **Hc** Hautsee (B 85); **Schw** Berner Oberland (F 25). *V. Myrtillus* × *Vitis idaea* (*V. intermedium* Ruthe) **Ns** Iburg (B 125); **Br** Berlin (J 23); **Ps** Krotoschin (S 147); **Os**

Dresden (S 61); **B** Gibitzenhof (E 28); forma *melanococcum* auct. **Ns** Iburg (A 61).

Arctostaphylus alpina (L.) Sprengel **N** Sonnwendstein a. Semmering (H 8). *A. uva ursi* (L.) Sprengel (*A. officinalis* W. et G.) **Op** Heydekrug (F 89), Tilsit (F 92), Johannisburg (F 91); **Ns** Geestemünde (P 40); **B** Gößweinstein (E 27, 28); **St** Schneealpe (H 47); **Schw** Gäbrisgebiet (S 38), Hochwacht (R 34), Lägern (N 7). *Andromeda polifolia* L. **Bd** Oberweschnegg, Finsterlingen, Oberwihl (L 33); **B** Deggendorf (P 53), Dutzendteich (E 29). *A. calyculata* L. (*Chamaedaphne calyculata* Moench) **Op** Großer Moorbruch (A 28). *Calluna vulgaris* (L.) Salisb. **Kr** (P 16). *Erica Tetralix* L. **Wp** Hela (S 141); **Os** Dresden (S 59); **Hc** Hildburghausen (A 98). *E. carnea* L. **B** Isargebiet (G 20); **N** Kiental b. Mödling (D 21); **St** Mürzzuschlag (H 56), Hautzenbichel (F 78), Steineralpen; Menina (H 56); **Kr** (P 16); **Schw** Dießenhofen: Scharenwald (S 71), Beatenbucht (F 21). *Loiseleuria procumbens* (L.) Desv. (*Azalea procumbens* L.) **St** Rottenmanner Tauern (F 61). *Rhododendron* (E 2) **Schw** (E 2, R 34). *Rh. ferrugineum* L. **Schw** Beatenbucht (F 21). *Rh. hirsutum* var. *albiflorum* lus. **laciniatum** Schröter **B** Algäu (S 67); var. *latifolium* Hoppe **St** Storšez (K 60a). *Rh. hirsutum* L. **St** Tragöß (F 68); **Schw** Jura: Mt. Suchet (M 35); var. **hispidissima** Schroet. **Schw** Lecco: Grigna di Mandello (S 70). *Rh. ferrugineum* × *hirsutum* (*Rh. intermedium* Tausch) **N** Heßhütte (A 94); **S** Kaprun (H 40). *Rh. super-ferrugineum* × *hirsutum* (*Rh. halense* Grembl.) **K** Watschinger Alpe (B 56). *Ledum palustre* L. **Wp** Deutsch-Krone (L 41); **Sw** Lübeck: Curauer Moor (P 34).

Pirola **Schw** Gimel i. Waadt (C 35). *P. rotundifolia* L. **Op** Tilsit (F 92); **Wp** Deutsch-Krone (L 41); **Sw** Langenlehsten (P 34); **Br** Parsteiner See (S 106); **St** Tragöß (F 68). *P. chlorantha* Sw. **Wp** Nickelswalde—Pasewark (A 93), Deutsch-Krone (L 41); **Sw** Hamburg (P 32); **Ps** Alt-Boyen (V 32); **Bö** Reichenberg (M 48); **St** Platte b. Graz, Judenburg (F 61), Ramachkogel (H 56); **Schw** Waadtländer- u. Neuenburger Jura (M 33, R 34). *P. media* Swartz **Op** Johannisburg (K 3), Neidenburg (H 103); **Wp** Deutsch-Krone (L 41), Löbau (P 81); **B** Modschiedel (V 25); **Schw** Aiguillon de Baulmes (M 27), Dent-de-Vaulion (M 28), Hirzli, Staffelwald (S 67), Creu du Van, Mont de Boudy (T 39), Freiburg (J 30), Züricher Oberland (N 7). *P. minor* L. **Op** Heydekrug (F 90); **Wp** Deutsch-Krone (L 41); **Sw** Sylt (S 130); **Ps** Alt-Boyen (V 32); **St** Pristova (F 52), Sachsenfeld (F 68); **Schw** Wallis (P 6). *P. uniflora* L. **Op** Johannisburg (K 4); **Me** Schwerin (T 25); **Hc** Schmalwassergrund (O 7); **Bd** Vorderstodtmoos (L 33); **B** Isargebiet (G 20).

Bayerischer Wald (P 27); **M** Löscherwald (W 36); **St** Birkfeld (F 52); **Schw** Wallis (P 6), Berner Oberland (F 25), Tessin (C 30), Freiburg (J 31), Mont-de-Premier, Sergey—Valleyres-sur-Rances (M 29); Pins au dessus du Plan, Neuchâtel, Eplatures—Pouillerel (T 39). *P. minor* × *rotundifolia* **Schw** (M 35). *Ramischia secunda* (L.) Garcke (*Pirola secunda* L.) **Wp** Deutsch-Krone (L 41); **Ns** Ilmenaugebiet (P 38); **Ps** Alt-Boyen (V 32); **Bd** mehrfach (L 33), Schwarzatal, Harpolinger Schloßruine (L 32); **B** Bayerischer Wald (P 27). *Chimaphila umbellata* (L.) Nutt. (*Pirola umbellata* L.) **Op** Johannisburg (F 91), Tilsit (F 92); **Wp** Neufahr, Heubude (A 91), Rosenberg (P 74), Deutsch-Krone (L 41); **Ps** Alt-Boyen (V 32); **St** Kroisbach b. Graz (F 47), Wildauer Buchkogel (F 62, 76), Sachsenfeld (F 61); **Schw** Fällanden (N 4, S 67). *Monotropa Hypopitys* L. **Ps** Alt-Boyen (V 32); **Schw** Berner Oberland (F 25), Wallis (P 6), Freiburg (J 30); var. *hirsuta* Koch (*M. Hypopitys* Wallr.) **Schw** Canova (B 130). *M. Hypophegea* Wallr. (*M. Hypopitys* var. *glabra* Koch) **Op** Johannisburg (F 91); **Ns** Borkum (S 131); **K** Gailtal (P 85).

Ilex aquifolium L. (B 128) **Sw** Hamburg (H 65); **Ns** Ilmenaugebiet (P 38); **Bd** Göhrenberg (H 128); **Wb** (G 48); **B** Neureuth (V 20); **St** Birkfeld (F 52); var. **platyphylloides** Christ **Schw** Lago maggiore (C 40).

Olea europaea L. (F 26) **Schw** Tessin (B 68). *Phillyrea media* L. var. *buxifolia* (Ait.) **T** Toblino (D 21). *Ph. spinosa* Mill. **T** Arco (D 21, M 79). *Ligustrum vulgare* L. **Mr** Speier (V 6); **Kr** (P 12); **Schw** Vallée de Joux (A 117). *Fraxinus ornus* L. **St** Trifail (K 46); **Schw** Zürich + (N 11).

† *Jasminum officinale* L. **Schw** Sitten + (N 3). † *J. fruticans* L. **Schw** Sitten (N 3).

Vincetoxicum officinale Moench (*Cynanchium Vincetoxicum* RBr.) **Op** Heydekrug (F 89), Tilsit (F 92); **Wp** Deutsch-Krone (L 41); **Hc** Schmalwassergrund (O 7); **Mr** Speier (V 6); **Wb** Ulm (H 32); **Bö** Reichenberg (M 48); **Schw** (R 37); var. **flavum** Reinecke **Hc** Erfurt (R 13); var. *puberulum* Beck **Schw** Tessin (C 19). *V. laxum* (Barth) **St** Pristova (F 61), † *Asclepias Syriaca* L. **St** Pobersch b. Marburg (F 52).

Vinca major L. **Schw** Wallis (P 6). *V. minor* L. **Sw** Hamburg: Goldenbek (P 35); **Mr** Zweibrücken (T 42); **Schw** Wallis (P 6).

Menyanthes trifoliata L. **Hc** Hautsee (B 85); **Bö** Kruman (P 9); **Kr** (P 12); **Schw** Wallis (P 6), Berner Oberland (F 25). *Limnanthemum nymphaeoides* L. **Op** Heydekrug (F 89); **Wp** Steegen (P 70). *Chlora serotina* Koch **L** Pola (M 81). *Sweertia perennis* L. **Op** Insterburg (L 20); **Bd** Zollhausried (H 128), Randen (E 6); **B**

Weilheim, Freising (V 20); **M** Wermsdorf (N 21); **St** Mixnitz: Teichalpe (H 56), Koralpe (F 61); **Schw** Gibswil (N 4). *S. carinthiaca* (L.) Wulf. (*Lomatogonium carinthiacum* A.Br.) **Schw** Avers (S 65), Almgell—Saasgrund (P 8a). *Gentiana* § *Eugentiana* (K 81). *G. lutea* L. **Schw** Praz-de-Fort (C 32), Rothen (N 4), Berner Oberland (F 25). *G. symphyandra* Murb. **Kr** (P 12). *G. punctata* L. **B** Berchtesgaden (R 46), Oberstdorf (S 125). *G. pannonica* Scop. **B** Arber (H 69), Plattenhausen (P 53); **Kr** (P 12); var. *Ronningeri* **St** Hochschwab (N 25). *G. purpurea* L. **B** Fellhorn (P 53); **Schw** Praz-de-Fort (C 32). *G. cruciata* L. **Wp** Weichselgelände (S 50), Löbau (P 81); **Mr** Speier (V 6); **Wb** Ulm (H 32); **B** (N 13); **St** Pristova (F 78); **Kr** (P 12); **L** Parenzo (C 2); **Schw** Allmannkamm (S 27). *G. asclepiadea* L. **Wb** Eriskirch (E 12); **B** Galgenbach zw. Pulling u. Giggenhausen (P 53); **Bö** Johannisbad (B 8); **St** Aschbach b. Wegscheid (H 56), Sachsenfeld (F 61); **Kr** (P 12); **Schw** Verzasca (C 26). *G. pneumonanthe* L. **Hc** Hildburghausen (E 3); **St** Sachsenfeld (F 61); **K** Dachberg i. L. (P 56); **Kr** (P 12). *G. Froelichii* Jan. **St K Kr** (D 10). *G. vulgaris* Neilr. **B** Freising, Füssen (P 53); **N** Hohe Mandling (A 82); **Kr** (P 12); **Schw** Sufers (S 152), Schindlenbergerhöhe (N 7); f. **biflora** Steiger **Schw** Vignone-Paß (S 152). *G. acaulis* L. (D 52) **St** Judenburg fl. alb. (F 55, 66); **Kr** (P 12); **Schw** Jura (D 52). *G. excisa* Presl (D 52). *G. alpina* Vill. **Schw** Verzasca (C 26); var. **caulescens** R. Keller **Schw** Furca delle Donne b. Compietto (K 19, S 71). *G. latifolia* (Gren. et Godr.) Jakowl. **B** Nebelhorn (P 53); **St** Murau (H 56). *G. bavarica* L. **N** Dürrnstein (A 74); **St** Reichenstein (F 61). *G. verna* L. **Hc** Eisfeld (E 3); **Wb** Ulm (H 32); **Schw** Tweralpspitze (S 27). *G. terglouensis* Hacq. (*G. triglavensis* Hacq., *G. imbricata* Froel.) **Kr** (P 12); **Schw** Verzasca (C 27). *G. pumila* Jacq. **St** Reichenstein (F 61); **Kr** (P 12). *G. utriculosa* L. **B** Isargebiet (G 20). **K** Hochobir (S 2); **Schw** Wallis (P 6). *G. nivalis* **B** Berchtesgaden (R 46); f. **turbidocaerulea** L. Keller **S** Bramberg—Wildkogel (K 17); var. **violacea** Steiger **Schw** Einshorn (S 152). *G. baltica* Murb.*) **Me** verbr. [*G. campestris* auct.] (T 25); **Bö** Reichenberg (M 48). *G. campestris* L. **Bd** Nessellache (H 128); **Schw** Gäbrisgebiet (S 38). *G. germanica* Froel. **B** Moritzberg (S 121), Greding (S 125). *G. calycina* (Koch) **K** Bärental, Petzen (B 56). *G. antecedens* Wettst. **K** Möderndorf—Grafenau (P 85), Mussen (B 56). *G. anisodonta* Borbás **St** Steineralpen: Jezeriatal (H 56). *G. pilosa* Wettst. **K**

---

*) Anordnung nach R. v. WETTSTEIN in: Denkschr. d. Akad. d. Wiss., Wien LXIV (1896) p. 807 ff.

Schlitzaschlucht, Raibl (B 56). *G. norica* A. et J. Kern. **St** Tressensattel b. Aussee (H 56); var. **Anisiaca** Nevole **St** Rothmoos b. Weichselboden (H 56); f. **pusilla** Jos. Mayer **B** Oberaudorf (V 25). *G. obtusifolia* L. Willd. pp. **Hc** Schleusingen (E 3); **M** Reinochowitz (G 36). *G. Sturmiana* Kern. **B** Greding (E 27). *G. solstitialis* Wettst. **B** Oberaudorf (V 20); **K** Bärental, Mussen (B 56); **Schw** Tessin (C 31). *G. Wettsteinii* Murb. **Bö** Riesengebirge (J 31); **Schw** Hochrugg (S 28). *G. Rhaetica* Kern. **K** Hermagor (K 85); f. *Styriaca* Wettst. **St** St. Lambrecht (F 68), Aschbach b. Wegscheid (H 56). *G. aspera* Hegetschw. **S** Salzburger Alpen (V 25); **St** Gumpeneck u. Grimming (H 49); **K** Heiligenblut (H 8), Franz-Josefhöhe (B 56). *G. carpathica* Wettst. **M** (W 33) u. Reinochowitz [ist *axillaris*] (G 36). *G. amarella* b. *lingulata* **Op** Rominter Heide (A 7). *G. axillaris* Schmidt (*G. carpathica* olim) **Os** Erzgebirge (S 61); **M** (W 36). *G. amarella* L. **Ps** Schubin (M 64). *G. tenella* Rottb. **Schw** Wallis (P 6). *G. ciliata* L. **Wb** Ulm (H 32); **B** (N 13), Füssen (P 53), Moritzberg (S 121); **St** Dost (F 78), **Kr** (P 12); **L** Parenzo (C 2). *G. Favrati* **N** Heßhütte (A 94). *G. Kerneri* Dörfl. et Wettst. **St** Gumpeneck, Hochwildstelle, Radmer (H 49); **K** Plöcken, Levantal (B 56). *G. sudavica* **Op** Insterburg—Goldap (L 20). *G.* **aspera** Hegetschw. × **campestris** L. (*G.* **tiroliensis** Handel-Mazzetti) **T** Hallersalzberg (H 9). *G. lutea* × *purpurea* (*G. Thomasiana* Gill.) **Schw** Praz-de-Fort (C 32), Rigi (S 67), Tessin (C 30) *G. purpurea* × *lutea* **Schw** Berner Oberland (F 25). *G. vulgaris* × *latifolia* (*G. digenea* Jakow.) **T** Innsbruck (H 12). *Microcala filiformis* (L.) Link et Hoffm. (*Cicendia filiformis* Delarbre) **Ns** Ilmenaugebiet (P 38). *Erythraea Centaurium* (L.) Pers. (*Centaurium umbellatum* Gilib.) **Op** Johannisburg (F 91), Heydekrug (F 89): **St** Graualpe im Aflenzer Staritzen (H 56). *E. linariifolia* Pers. (*E. litoralis* Fries) **Sw** Cuxhaven (P 41); **Hc** Borxleben (K 8); var. *humilis* Zabel **Sw** Röm (J 1). *E. pulchella* (Swartz) Fries **Wp** Danziger Niederung (P 75); **Sw** Cuxhaven (P 41); **Ps** Schubin (M 64): **Wb** Höpfigheim (E 11); **K** Hermagor—Weißbruch (H 8); **Schw** Berner Oberland (F 25); f. *simplicissima* Schmidt **K** Unterdrauburg (P 85): var. *palustris* Gaud. **Schw** Solothurn (L 50). *E.leariifolia* × *ramosissima* (*E. Aschersoniana* Seemen) **Bö** Vsetaty i. mittl. Elbetale (D 45).

† *Phacelia tanacetifolia* Benth. **Op** häufig (A 15), Heydekrug (F 90), Johannisburg (K 3, 4), Königsberg (B 92); **Wp** Danzig—Krampitz (H 83), Graudenz (P 66), Löbau (P 76); **Sw** Poppenbüttel (P 35); **Ms** Gotha (T 11); **Hc** Eisenach (B 85), Erfurt (R 13, 50); **E** (J 45); **Bö** Reichenberg (M 49); **M** Brünn

(F 77), Hadiberg (W 36), Strélitz (W 37); **N** Baden b. Wien (H 79), Weidlingau (L 38); **St** Wundschuh (F 67), Kroisbach (F 74), Pramstätten-Toblbad (F 63); **K** Gmünd (F 67); **Schw** Fällenden, Käpfnach (N 3); Zürich (N 11). † *Ph. congesta* **Br** Berlin (A 115). † *Ph. Whitlavia* A. Gray (*Whitlavia grandiflora* Harvey) **Br** Potsdam, Koepenick (A 115); **Sl** Breslau (S 85).

Polemonium coeruleum L. **Op** Tilsit (F 92), Johannisburg (F 91); **Wp** Löbau (P 81); **Hc** Gleichberge (E 3); **Bd** Mettnatal, Witznau (L 32); **B** Isargebiet (G 20), Bayerischer Wald (P 27); **Schw** Liestal + (H 81), Freiburg + (J 30), Hettlingen b. Zürich (N 4). † *Gilia achilleifolia* Benth. **Sl** Seifersdorf, Kr. Schönau (S 77).

Convolvulus sepium L. (*Calystegia sepium* R. Br.) **Kr** (P 16). *C. arvensis* L. **St** Graz (H 56); **Kr** (P 16); var. *auriculatus* **Ps** (P 28); var. **oblongifolius** Murr **T** Nago-Torbole (M 104). *C. Soldanella* L. **Ns** Ritzebüttel b. Cuxhaven (A 106), Ahrensch—Duhnen b. Cuxhaven (P 64). † *C. dahuricus* Sims **Ns** Bremerhaven (P 40). † *Pharbitis purpurea* (L.) Aschers. **Schw** Zürich (N 11). † *Cuscuta* (K 23, S 114). † *C. Epithymum* L. (K 23) **B** Artelshofen (S 123); **M** Gayagebiet (W 28). *C. planiflora* (K 23). *C. alba* Presl **St** Marburg (F 78). † *C. Epilinum* Weihe **M** Jeschew (W 28); **Schw** Zürich (N 11). † *C. lupuliformis* Krock. (K 23) **Hc** Halle (F 28); **M** Raigern (W 36). *C. Trifolii* Babingt. **Bö** Reichenberg (M 48); **M** Wlkosch (W 28). *C. Cesatiana* Bertol. **N** Dürnkrut a. d. March (R 3). † *C. racemosa* Mart. (K 23) **Schw** (V 18). † *C. arvensis* Bey. (K 23) **E** (J 45); **Schw** (V 18). † *C. corymbosa* Rchb. **Schw** Zürich (N 11). † *C. Gronovii* Willd. (K 23) **Op** Schneidemühl (A 15); **B** (P 53), Hallstadt b. Bamberg (S 127).

† *Heliotropium europaeum* L. **Schw** Zürich (N 11). *Asperugo procumbens* L. **Op** Heydekrug (F 89); **Wp** Deutsch-Krone (L 41); **Ps** (P 28); **Schw** Zürich (N 11). *Lappula* Moench (*Echinospermum* Lehm.) (S 114). *L. Myosotis* Moench (*Echinospermum Lappula* Lehm., *L. echinata* Gilib.) **Sw** Hamburg (P 32); **B** Nürnberg (G 66); **St** Strettweg (F 61). *L. deflexa* (Wahlenb.) Garcke (*Echinospermum deflexum* Lehm.) **St** Judenburg (F 61); **Schw** Berner Oberland (F 25), Tschiertschen—Splüdatsch (B 130). *L. patula* (Lehm.) **T** Innsbruck (M 79). *Cynoglossum* L. (S 114). *C. officinale* L. **Op** Heydekrug (F 89), Johannisburg (F 91), Tilsit—Ragnit (F 93); **Sw** Hoisbüttel (P 34), Klein-Schönberg (P 35); **St** Kapfenberg (F 78); var. **glochidiatum** Domin, **transiens** Domin u. **eglochidiatum** Domin; f. **viride** Domin u. f. **canescens** Domin **Bö** (D 26). *C. germanicum* Jacq. **B** Gladaurertobel (B 129); **N** Wexenberg b. Reisenmarkt (T 1). † *C. Wallachii* Don **Wp** Rosenberg (P 76). *Omphalodes* (S 114).

O. verna Moench **Bö** Jungbunzlau + (P 48); **Kr** (P 12). *O. scorpioides* (Haenke) Schrank **N** Lobau (A 79); **St** Plabutsch (F 53), Thalheim (F 61), Gösting (H 56). † *Borrago* (S 114) *B. officinalis* L. **Wp** Danzig (H 83); **Ns** Norderney (S 12); **B** Untersendling (V 20); **Schw** Zürich (S 25). *Anchusa* L. (S 114). *A. officinalis* L. **Op** Heydekrug (F 90); **Hc** Halle (F 28); **B** Isargebiet (G 20); **N** Seitenstetten (H 11); **Schw** Yverdon (C 68). † *A. italica* Retz. **B** Nürnberg (G 66); **Schw** Basel (B 81), Zürich (N 11), Freiburg (J 29). † *A. ochroleuca* M.-Bieb. **Schw** Yverdon (C 68). † *A. orientalis* (L.) Rchb. (*A. ovata* Lehm.) **Sw** Hamburg (P 33); **Bd** Kiesgrube (T 7); **Schw** Zürich (N 11). † *A. undulata* L. var. *ambigua* Ten. **Bd** Basler Landstraße als *A. italica* [1900] u. *peregrina* [1903] (T 7). *A. arvensis* (L.) Mill. (*Lycopsis arvensis* L.) **Wb** Pfullingen (E 9); **Schw** St. Gallen (V 15), Berner Oberland (F 25). *Nonnea* (S 114). † *N. pulla* (L.) DC. (*N. erecta* Bernh.) **Op** Königsberg (B 92); **Bd** Sandhausen (F 85); **B** Isargebiet (G 20); **Schw** Basel (B 81); f. *ochroleuca* Opiz **N** Ottenthal (T 1). † *N. lutea* (Desr.) Rich. **Schw** Zürich (N 11). *Symphytum* (S 114) *S. officinale* L. **Kr** (P 12); var. *patens* Sibth. **Schw** Tessin (C 30). *S. tuberosum* L. **Os** Meißen (S 58); **Kr** (P 12). *S. asperrimum* M.-Bieb. **Schw** Schmitten b. Freiburg (S 15). *Onosma Visianii* Clem. (*O. echioides* auct.) **N** (W 32) Anninger (A 74). *O. arenarium* W. et K. **M** Göding (W 32). *Cerinthe* (S 114) *C. minor* L. **Os** Lommatzsch (S 61); **Bö** Reichenberg (M 48). *C. alpina* Kit. **Schw** Six Fontaines im Waadter Jura (P 62), Freiburg (J 30). *Echium* (S 114) † *E. italicum* L. **Bd** Freiburg (L 26). † *E. violaceum* L. (*E. plantagineum* L.) **Sw** Hamburg (P 32). *Pulmonaria* (S 114) **Ps** Alt-Boyen (V 32); **Hc** Weimar (T 30). *P. angustifolia* L. **Op** Neidenburg (H 103), Johannisburg (K 4); **Wp** Deutsch-Krone (L 41); **Hc** Gleichberge u. Straufhain (E 3); var. **australis** Murr **T** Trient (D 21). *P. Styriaca* Kern. **St** Gamskogel (F 54), Kirchdorf (F 80, K 47), Fölling b. Graz (F 61), Teigitschgraben (K 52); **Kr** (P 12). *P. tuberosa* Schrank **B** Bayerischer Wald (P 27). *P. mollissima* Kern. **Hc** Gleichberge (E 3) 0 (E 4); **N** Hohe Mandling (A 82); **St** Wildon (F 62), Wildoner Bahnhof (F 76). *P. officinalis* L. × *angustifolia* L. var. *australis* Murr **T** Trient (M 101). *P. azurea* × *officinalis* **Hc** Erfurt (R 13). *Lithospermum* (S 114). *L. officinale* L. **Op** Alletal (A 23); **Wp** Weichselgelände (S 50); **Hc** Thüringen (R 49); **Mr** Speier (V 6); **N** Lobau (A 79); **St** St. Johann (F 78), Peggau (F 80); **Kr** (P 12). *L. purpureocoeruleum* L. **Hc** südliches Thüringen mehrfach (E 3); **N** Lobau (A 79); **Kr** (P 12). *L. arvense* L. **Ps** P (28); **St** Murau (H 56); **Kr** (P 12). *Myosotis* L. (S 114) *M. palustris* (L.) With. **Mr**

Speier (V 6); **L** Parenzo (C 2); var. *caespiticia* DC. (*M. Rehsteineri* Wartm.) **B** (P 53) Bodensee (S 121); **Schw** Locarno: Langsee (S 82, R 34); f. *strigulosa* Rchb. **Hc** Erfurt (R 13); **B** Haspelmoor (V 20); **St** Preding (H 56); **K** Gailtal (P 85). *M. caespitosa* Schultz **Os** Dresden (S 61); **Hc** Halle (F 28), Hautsee (B 85). *M. silvatica* Hoffm. **Hc** Erfurt (R 13); **S** Attersee—Mondsee (V 9); **St** Tragöß (F 68), Raxalpe: Gemsacker Hütte (H 56). *M. alpestris* (Schmidt) **St** Reichenstein (F 61). *M. variabilis* Angeli **N** Naßkamm—Altenburg (H 13). *M. intermedia* Link **B** Echinger-Lohe (V 20); **Schw** Ormonts (C 36). *M. hispida* Schlechtd. **Op** Wartnicken (A 12); **St** Wildoner Buchkogel (F 62), Buchkogl-Schloßberg (F 76), Keinachenge b. Gaisfeld (F 79). *M. versicolor* Pers. **Op** Wartnicken (A 12); **Ps** Alt-Boyen (V 32); **N** Seitenstetten (H 11). *M. arenaria* Schrad. (*M. stricta* Link) **L** Pola (M 81); **Schw** Wallis (P 6). Zürich + (N 11). *M. sparsiflora* Mikan **Op** Straddicktal (A 13); **Wp** Rosenberg (P 76); **Ps** Alt-Boyen (V 32); **N** Pulkautal (K 16). *Eritrichium triglavense* (Hacq.) Kern. (*E. nanum* (Vill.) Schrad.) **Kr** (P 12); **Schw** Verzascatal (C 26), im Tessin mehrfach (C 24, R 34). † *Alkanna primuliflora* Griseb. **Sl** Bunzlau (S 77). † *Amsinckia angustifolia* Lehm. **E** Straßburg (L 48). † *A. intermedia* Fisch. et Mey. **Op** Pregelbahnhof (A 15). † *A. lycopsioides* Lehm. **Schw** Zürich (N 11).

Lycium barbarum L. (*L. rhombifolium* Dippel)? **Hc** Thüringen (R 49). *Solanum* L. (S 114) † *S. villosum* (L.) Lam. **Schw** Zürich (N 11): var. *nigrocarpum* Lüscher **T** Imst (860); **Schw** Tessin (C 22); var. *miniatum* Bovet **M** Zadowitz (W 28); **Schw** Zürichersee (A 76, B 129, R 34). *S. alatum* Mönch **Sw** Lübeck (P 34); **Br** Frankfurt (B 121); **Kr** (P 16). *S. nigrum* L. **Kr** (P 16): var. *humile* Mill. **Schw** Tessin (C 19); var. *chlorocarpum* Spenner **T** Torbole (M 90); **Schw** Tessin (C 22); var. *grossidens* Lüscher **T** Tiers 1160 m (M 90); **Schw** Tessin (C 22); var. *rubrum* Mill. **Schw** Gandria (S 67). *S. Dulcamara* L. **T** Trins (F 51). *S. litorale* Raab. **T** Atzwang—Völs (H 18, 19). † *S. bonariense* L. **Schw** Zürich (N 11). † *S. citrullifolium* ABr.? **Bd** Freiburg (T 5). † *S. heterodoxum* Dunal (*S. citrullifolium* ABr.) **E** (J 45); **Bd** Freiburg (T 5). † *S. Lycopersicum* L. (*Lycopersicum esculentum* Mill.) **Schw** Tessin (C 30); Zürich (S 25). † *S. rostratum* Dunal (N 18) **Ns** Geestemünde, Bremerhaven (P 40); **Br** Berlin (A 115); **E** (J 45); **Bd** Freiburg (T 5); **Wb** Neckarthailfingen (E 9); **B** Gostenhof (S 125); **T** Innsbruck (M 98); **Schw** Baselland (B 13). *Physalis Alkekengi* L. **Hc** Halle (F 28); **Bö** Leitmeritz (A 63); **Schw** Freiburg (S 14). † *Ph. longifolia* Nutt. **T** Innsbruck (M 98). † *Ph. peruviana* L. **Schw** Zürich (N 11).

Atropa Belladonna L. **Kr** (P 12); **Schw** Berner Oberland (F 25); var. *lutea* Döll **Sl** Jauernig: Buchsdorf (S 87, M 65, 67, H 63). *Scopolia carniolica* Jacq. **Op** Tilsit—Ragnit (F 93), Heydekrug (F 89, 90); **St** Kozie b. Steinbrück (H 56); **Kr** (P 12); var. *Hladnikiana* Nym. **Kr** (P 12). *Hyoscyamus* (S 114) † *H. niger* L. **Sw** Hamburg (P 32); **Ps** Alt-Boyen 0 (V 32); **Bö** Reichenberg (M 48); **Schw** Liestal (H 81), Berner Oberland (F 25). † *Nicotiana alata* Lk. et Otto **E** Straßburg (L 48); **Schw** Zürich (N 11). † *N. Langsdorffii* Weinm. **E** Straßburg (L 48). *Datura* (S 114) † *D. Stramonium* L. **Op** Heydekrug (F 89); **Ps** Alt-Boyen 0 (V 32); **Mr** Zweibrücken (T 42); **B** Oberaudorf (V 20); **Schw** Zürich (S 25, N 11), Cabbiolo (B 129). *Nicandra* (S 114) † *N. physaloides* Gaertn. **B** Isargebiet (G 20); **Schw** Zürich (N 11), Maschwanden (N 4). † *Petunia nyctaginiflora* **Sl** Liegnitz (S 85). † *P. violacea* **Sl** Breslau (S 85). † *Saracha jaltomata* Schlechtd. **E** Straßburg (L 48).

Verbascum (S 114). *V. Thapsus* L. **Op** Tilsit (F 92), Heydekrug (F 89). *V. thapsiforme* Schrad. **Op** Johannisburg (F 91): **Ps** Alt-Boyen (V 32); **Schw** Solothurn, Biel (L 50, P 83, R 34); var. *cuspidatum* **Op** Johannisburg (K 31). *V. phlomoides* L. **Wp** Löbau (P 81); **St** Werndorf (F 73); **Schw** Rheinau (N 7), Solothurn (L 50). *V. montanum* Schrad. **Ns** Alfeld (B 124); **Schw** Lägern (N 7). *V. Lychnitis* L. **T** Ratzes (J 46), Sterzing (F 51). *V. nigrum* L. **Ps** Alt-Boyen (V 32); var. *parisiense* (Thuill.) **Schw** Tessin (C 19). † *V. Chaixi* Vill. **Op** Königsberg (T 18); **Schw** Tessin (C 19), Melide (C 18, S 67). *V. phoeniceum* L. **N** Braunsberg (A 74). *V. Blattaria* L. **Bö** Reichenberg (M 48); **Schw** Solothurn (P 83), Zürich (S 25). *V. austriacum* Schott **St** Sachsenfeld (F 61); var. **umbrosum** Teyber **N** Bruck a. d. Leitha (T 1). † *V. olympicum* Boiss. **Sl** Beuthen (S 87). *V. Blattaria* × *thapsiforme* (*V. Bastardi* R. et Sch.) **Schw** Aclens (C 61). *V. Lychnitis* × *floccosum* (*V. pulverulentum* Vill.) **N** Grammat—Neusiedl (T 1). *V. Lychnitis* × *phlomoides* **Os** Meißen (S 61). *V. nigrum* × *Lychnitis* (*V. leucerion* Grütter, *V. Schiedeanum* Koch) **St** Murauen b. Puntigam (F 66); **K** St. Jakob im Lessachtale (K 13). *V. nigrum* × *phoeniceum* (*V. rubiginosum* W. et K.) **Sw** Wandsbeck (P 35); **Sl** Gnadenfeld (S 85). *V. nigrum* L. × *phlomoides* L. (*V. Brockmülleri* Ruhmer) **T** Pejo (H 14); **Schw** Olivone (K 19). *V. nigrum* × *thapsiforme* (*V. adulterinum* Koch) **Op** Neidenburg (H 103); **Bd** Basler Landstraße (T 8). *V. nigrum* × *Thapsus* (*V. collinum* Schrad.) **Wp** Stargard (K 38); **Sw** Hamburg (P 33); **Schw** Lägern (N 7). *V. pulverulentum* × *nigrum* (*V. Wirtgeni* Franch.) **N** Grammat—Neusiedl.

(T 1). *V.* **pyramidatum** MB. × **austriacum** Schott (*V.* **Vindobonense** L. Keller) **N** Wien, im botan. Garten (K 14). *V. thapsiforme* × *austriacum* (*V. Carinthiacum* Fritsch) **N** Spittelmaisberg b. Retz (T 1). *V. thapsiforme* × *nigrum* **Schw** Aathal (S 67). *V. thapsus* L. × *thapsiforme* Schrad. (*V. Humnickii* Franchet) **K** Gmünd (K 17). *Scrophularia* (S 114). *Sc. nodosa* L. **St** Sachsenfeld (F 68); **L** Parenzo (C 2). *Sc. umbrosa* Dum. (*S. alata* Gilib., *S. Ehrharti* Stev., *S. aquatica* auct.) **Op** Johannisburg (K 3, 4), Heydekrug (F 89), Tilsit (F 92); **Ps** Alt-Boyen (V 32); **M** Watzenowitz (W 28). *Sc. aquatica* L. (*S. Balbisii* Hornem.) **Schw** Tessin (C 19). *Sc. Neesii* Wirtgen **Bd** Gottenheim (H 128). *Sc. canina* L. **Bd** Säckingen—Wallbach (L 32); **St** Sachsenfeld (F 52); **Kr** (P 16); **Schw** Zürich (S 25). *Sc. Hoppei* Koch **Kr** (P 16). *Sc. vernalis* L. **B** Hohenstein (E 27); **M** Mazocha (W 33); **St** Pleschkogel (F 47), Gratwein (F 72); **Schw** Martigny (B 67). *Sc. laciniata* W. et K. **Kr** (P 16). *Sc.* **Stiriaca** Reching. **St** Steinhaus a. S. (R 5). *Gratiola officinalis* L. **Wp** Deutsch-Krone (L 41), Steegen (P 70); **B** Oberaudorf, Grafrat (V 20); **Kr** (P 12). † *Mimulus moschatus* Dougl. **Schw** Zürich (N 11). † *M. luteus* L. **Wp** Putzig (P 77), Löbau (L 24); **Br** Passow (A 115); **Hc** Weimar (K 71); **Bd** Freiburg (F 85); **B** (P 53); **Schw** Zürich (N 11), Saint Blaise (T 34), Yverdon (C 68). *Digitalis purpurea* L. **Sw** Hamburg + (P 33); **Bd** mehrfach (L 33); **Wb** (E 12); **B** Isargebiet (G 20), **Bö** Bodenbach (F 51); **Schw** Zürich + (N 11). *D. lutea* L. **Bd** Wehratal, Säckingen—Wallbach (L 33); **B** Kastl (E 27); **Schw** Wallis (P 6), Berner Oberland (F 25). *D. ambigua* Murr. **Hc** Thüringen (R 51), Hildburghausen, Coburg (E 3); **B** (P 53), Isargebiet (G 20); **Bö** Leitmeritz (A 63); **L** Parenzo (C 2); f. *acutiflora* Koch **Op** Johannisburg (K 3); **Wp** (T 10); var. **gracilior** Domin **Bö** Böhmerwald (D 36). *D. ferruginea* L. **Hc** Wernigerode (A 107). *D. purpurea* × *lutea* **Bd** Prangenkopf (F 85). † *Antirrhinum majus* L. **B** Sendling (V 20). *A. Orontium* L. **Ps** Alt-Boyen (V 32); **B** Isargebiet (G 20); **N** Seitenstetten (H 11); var. **glabrescens** Tocl et Rohl. in sched. **Bö** Prag: Libšice (D 43, 45). *Cymbalaria muralis* Baumg. (*Linaria Cymbalaria* Mill.) **Wp** Danziger Niederung (P 75); **Ns** Geestemünde (P 40); **Bö** Prag (H 28); **Kr** (P 12); **Schw** Maienfeld, Untervatz, Chur (B 129). *Kichxia Elatine* (L.) Dum. (*Linaria Elatine* Mill.) **Me** Schwerin (T 25); **Bd** Schienen—Wangen (H 128). *K. spuria* (L.) Dum. (*Linaria spuria* Mill.) **Bd** Schienen—Wangen (H 128); **Wb** Ulm (H 33); **B** (P 53), Isargebiet (G 20); † var. *pyrenaica* (L.) **Schw** Zürich (N 11). *K. lasiopoda* (Vis.) Fritsch **L** Pola (D 21). *Chaenorrhinum* (S 138). *Ch.* **Aschersonii** Simonkai **L** Quarnero: Scoglio—St. Marco, Veglia, Lussin

(S 138). *Ch. praetermissum* (Delast.) Lange **Ms** Gertitz (S 138). *Ch. minus* (L.) Lange Mitteleuropa (S 138) **Op** Johannisburg (K3, 4), Heydekrug (F 89); **Wp** Löbau (P 76); **Ps** Bromberg (S 138); **Bö** Reichenberg (M 48). *Ch. litorale* (Bernh.) DC. **L** (S 138). *Ch. viscidum* (Moench) Simonk. Mitteleuropa (S 138). *Linaria alpina* (L.) Mill. **Bd** **Wb** (E 15); **N** Heßhütte (A 94); **Schw** Aarkies b. Busswil—Dotzigen (P 83). *L. Pellisseriana* (L.) Mill. **L** Bosco Siano b. Pola (W 55). *L. arvensis* (L.) Desf. **Op** Neidenburg (H 103); **B** (P 53); **M** Wlkosch (W 28). *L. vulgaris* Mill. **Ns** Norderney (S 12); **B** (P 53); var. *glaucescens* Klinggr. **Wp** Löbau (P 76); f. **verticillata** Rohl. in sched. **Bö** Broumov b. Oelberk (D 43, 45); f. **perglandulosa** Rohl. in sched. **Bö** Prag: Zalov (D 43, 45): f. *glabra* Peterm. **Bö** Opočno (D 45). † *L. monspessulana* (L.) Mill. (*L. striata* DC., *L. repens* DC.) **P** Kolberg (A 101); **E** Geai b. Ars (B 10); **Bd** Wildenstein (L 32); **Schw** Zürich (N 11), Freiburg (J 29), Buchs (V 15). *L. odora* (M.-Bieb.) Chav. **Wp** Neufähr—Heubude (A 91). † *L. origanifolia* (L.) DC. **Schw** Zürich (N 11). † *L. purpurea* (L.) Mill. **T** Jenbach (M 80). † *L. supina* (L.) Desf. **Schw** Zürich (N 11). † *L. simplex* (Willd.) DC. **Schw** Zürich (N 11). *L. monspessulana* × *vulgaris* (*L. striata* × *vulgaris*, *L. grandiflora* Godr., *L. ochroleuca* Bréb.) **Schw** Freiburg (J 29). *Erinus alpinus* L. **Schw** Waadt (M 38), Beatenbucht (F 21). *Veronica scutellata* L. **Bd** mehrfach (L 33), Hottingen, Jungholz, Säckingen (L 32); **St** Wundschuh (F 63); **Schw** Chlisee (N 9), Berner Oberland (F 25): var. *pilosa* (*V. parmularia* Poiteau et Turpin) **Me** Feldberg (K 38). *V. Beccabunga* L. **St** Schwanberg (F 52); var. *limosa* Lej. **Schw** Tessin (C 22). *V. aquatica* Bernh. **Sw** Hamburg (P 33); **Ns** (B 147): **B** (P 59); **N** Marchtal—Baumgarten (T 4); **Schw** Tessin (C 30). *V. urticaefolia* Jacq. (*V. latifolia* auct.) **Mr** Zweibrücken (T 42): **Bd** Kleinlaufenberg (L 33). *V. Chamaedrys* L. **St** Thalheim fl. ros. (F 61); **Schw** Val des Dix (P 5); var. *fagicola* Beck **Schw** Tessin (C 22). *V. montana* L. **S** Attersee—Mondsee (V 9); **Schw** Freiburg (J 30). *V. officinalis* L. **Schw** Ballaigues (C 11); var. **rhynchocarpa** Toel in sched. **Bö** Winterberg i. Böhmerwald (D 43, 45). *V. prostrata* L. **Bö** Reichenberg (M 48); **N** Lobau (A 79); **Schw** Tiefenkastels 800 m, Brienz (B 129). *V. austriaca* L. (*V. dentata* Schmidt) **T** Ratzes (J 46); **Schw** Brazel (T 33). *V. Teucrium* L. **Op** Domnau (A 39), Johannisburg (K 4); **Wb** Ulm (H 32, 34); var. *minor* Koch **Wp** Löbau (L 24, P 76, 81). *V. longifolia* L. **Op** Johannisburg (K 4): **Wp** Bohusack (A 93); var. *maritima* G. Beck **B** (P 53). *V. spicata* **Wp** Bohusack (A 93); **Bd** Hohenthengen (H 128); **B** (P 53): **Schw** Ormonts (C 36); var. *latifolia* (L.) **Bö** Richterstein (D 45). *V.*

bellidioides L. **B** Schachen (H 68); **Schw** Verzasca (C 26). *V. fruticulosa* L. **N** Seitenstetten 0 (H 11); **Schw** Mittenberg—Maladers (B 130). *V. fruticans* Jacq. (*V. saxatilis* Jacq.) **Bd** Belchen, Feldberg (E 15); **Schw** Sarine (B 20). *V. alpina* L. **Schw** Verzasca (C 26), Sarine (B 20). *V. serpyllifolia* L. var. *integerrima* Beck (*V. integrifolia* Willd.) **Schw** Tessin (C 21); var. *alpestris* Bamberger **St** Steirerseealm, Saarsteinalm, Loserhütte (R 5); var. *nummularioides* DC. **Schw** Waadt, Arnenhorn b. Etwaz 2000 m (B 20, R 34). † *V. peregrina* L. **B** (P 53); **N** Nußdorf a. Donau (H 13); **Schw** Zürich (N 11). † *V. verna* L. **Schw** Zürich (N 11). *V. triphyllos* L. **Op** Tilsit (F 92); **Schw** Freiburg (J 31). *V. praecox* All. **Ns** 0 (B 147); **Bd** Hecklinger Höhe (H 128); **N** Seitenstetten (H 11): **Schw** Ossingen b. Zürich (N 4), Aigle (N 3). *V. agrestis* L. **Ps** Schubin (M 64), Alt-Boyen (V 32); **Os** Dresden, Meißen (S 61): **B** Oberaudorf (V 20); **M** Klein-Bukowin (W 39); **St** Judenburg (F 61). *V. polita* Pers. **Ps** Schubin (M 64); **Bö** Reichenberg (M 48): **N** Seitenstetten (H 11); var. **pseudo-cymbalaria** Murr **T** Trient, Nomi (M 104); var. **tournefortioides** Vollm. **B** Gelting—Erdinger Moos (V 25). *V. opaca* Fries **Os** Elbehügelland (S 61); **Schw** Andelfingen: Mühleberg (N 7, 10). † *V. Tournefortii* Gmel. (*V. Buxbaumii* Ten., *V. persica* Poir.) **Op** Königsberg (A 19, B 91); **Wp** Rosenberg (P 76), Putzig (P 77), Danziger Niederung (P 75); **Hc** Halle (F 28); **Mr** Zweibrücken (T 42); var. **fallax** Rohl. in sched. **Bö** Prag (D 43, 45). *V. hederifolia* var. *praestabilis* Beck **Schw** Tessin (C 22). *V. Bonarota* (L.) Wettst. (*Paederota Bonarota* L.) **K** Plöckenpass (K 69). *V. super-Bonarota* (L.) × *lutea* (Scop.) Wettst. (*V. Pacheri* Prohaska) **K** Gartnerkofel (P 85). *V. lutea* (Scop.) Wettst. (*Paederota Ageria* L.) **St** Steineralpen: Okrešelhütte (H 56). † *V. didyma* Thuill. var. **agrestifolia** Thell. **Schw** Zürich (N 11). *V. Dillenii* Crantz (*V. campestris* Schmalh.) **Op** Johannisburg (K 3, 4); **Wp** Löbau (L 24); **Os** Kamenz (S 59). *V. orchidacea* Crantz **Bö** Jungbunzlau (P 48). *V.* **agrestis** × **Tournefortii** (*V.* **Wiesbauriana** Schuster) **B** Garmisch (S 116). *V. longifolia* × *spicata* **Wp** Weichselgelände (S 54). *V.* **opaca** × **Tournefortii** (*V.* **macrosperma** Schuster) **B** München (S 116). *V.* **polita** × **Tournefortii** (*V.* **Vollmanni** Schuster) **B** Gelting (S 116). *Wulfenia carinthiaca* Jacq. **K** (P 16). *Lindernia Pyxidaria* (L.) All. **Bd** Freiburg (T 5): **B** (P 53). *Limosella aquatica* L. **Sw** Hamburg (P 32): **Hc** Halle (F 28). Schleusingen (E 3); **B** (P 53) Höchstadt—Sommerstadt (H 21): **Schw** Rheinauerwald (S 67). *Orthanta lutea* (L.) Kern. (*Euphrasia lutea* L.) **St** St. Peter—Freienstein (F 68): **Schw** Pfungen (N 7). † *Calceolaria scabiosifolia* Sims **Schw** Zürich (N 11). *Collinsia bicolor*

Benth. **T** Arco (M 80). † *Collomia coccinea* **E** (J 45). † *C. grandiflora* **Br** Kyritz (A 115); **Ms** Anhalt (H 101); **B** Nürnberg (E 28). † *Maurandia Barcleyana* Lindl. **Schw** Zürich (N 11). † *Pentastemon glaber* Pursh **Schw** Zürich (N 11). † *P. laevigatus* **Br** Potsdam 0 (A 115).

Tozzia alpina L. **N** Dürrnstein (A 74); **St** Judenburg (F 78); **Kr** (P 12); **T** Senderstal (H 18, 19); **Schw** Chasseron (M 18). *Melampyrum cristatum* L. **Hc** Halle (F 28); **M** Podhradni Lhota, Rainochowitz (G 36); **Kr** (P 12); **L** Parenzo (C 2). *M. arvense* L. **Wp** Löbau (L 24); **B** Isargebiet (G 20); **St** Doll (F 78); **Kr** (P 12); **L** Parenzo (C 2). *M. barbatum* W. et K. **T** Arco (M 80); var. **pupurescens** Paulin **Kr** (P 12). *M. nemorosum* L. **Wp** Löbau (L 24). Deutsch-Krone (L 41); **Ns** Ilmenaugebiet (P 38); **Ps** Alt-Boyen (V 32); **B** Isargebiet (G 20). *M. pratense* L. (*M. vulgatum* Pers.) **Ms** Tambach (O 7); var. *latifolium* Schubr. et Mart. f. *ovatum* Spenn. **Schw** Solothurn (L 50); var. *concolor* Schönh. **B** (P 53); f. *lanceolatum* (Spenner) O. Dahl **St** Premstetten—Doblbad (H 56); f. *paradoxum* O. Dahl **St** Ramsau b. Schladming (H 56); var. **castanetorum** Murr **T** Vigolo—Vattaro (M 101). *M. silvaticum* L. **B** (P 53); **St** Ramsau b. Schladming (H 56); var. *dentatum* **B** Hiltpoldstein (E 26). *M. moravicum* H. Braun **St** Rietzdorf—Praßberg (H 56). *Pedicularis rostrata* L. (*P. Jacquinii* Koch) **St** Reichenstein (F 61); **Kr** (P 12). *P. gyroflexa* Vill. (*P. fasciculata* Bell.) **Schw** Resedin, Val ferret (C 32, S 67). *P. Barrelieri* Rchb. **Schw** Berner Oberland (F 25), Freiburg (J 30). *P. incarnata* Jacq. **B** Berchtesgaden (R 46); **Kr** (P 12); **Schw** Graubünden (B 130). *P. elongata* Kern. **K** Plöckenpaß (K 69); **Kr** (P 12); f. **subapetala** Bornm. u. f. **brevirostris** Bornm. **T** Rosengarten (B 117). *P. silvatica* L. **Ms** Schmalwassergrund (O 7); **B** (P 53), Isargebiet (G 20); **Schw** Solothurn (L 50, P 83); f. **robusta** P. Junge **Sw** Lübeck (J 48). *P. palustris* L. **Op** Frisches Haff (P 22), Tilsit (F 92); **B** (P 53); **Kr** (P 12); **L** Parenzo (C 2); **Schw** Berner Oberland (F 25). *P. foliosa* L. **Wb** (E 15). *P. Summana* Spreng. (*P. Hacqueti* Graf) **Kr** (P 12). *P. recutita* L. **Schw** Tessin (C 24, R 34). *P. Oederi* Vahl (*P. versicolor* Wahlenb.) **St** Hoch-Reichart b. Mautern (H 56); **Schw** Radaufis (B 130). *P. acaulis* Scop. **Kr** (P 12). *P. Sceptrum Carolinum* L. **B** (P 53), Isargebiet (G 20). *P. jurana* Steingr. **Schw** Juragebiet (M 11, 14, 25). *P. elongata* × *rostrata* (*P. Bohatschi* Steingr.) **K** Obere Fischbachalpe (B 56); **T** Pordoijoch, Grödnerjoch, Falzaregopaß (H 19). *P. incarnata* × *recutita* (*P. atrorubens* Schleich.) **Schw** Saluxeralp, Stuviser Heuberge (B 130). *Alectorolophus* (*Rhinanthus*)*) (B 49, 50, 52, S 135.

---

*) Anordnung nach J. STERNECK, Monographie der Gattung Alectorolophus in: Abh. Zool. Bot. Ges. Wien, Bd. I. Heft 2, 1901. 8°.

136, V 26) **B** (P 58, V 26); **Schw** (C 17, S 24), Juragebiet (M 9). *A. Alectorolophus* Sterneck (*A. hirsutus* All.) **B** (S 136); **S** Salzburg (D 21); **L** Parenzo (C 2); **Schw** Hochrugg (S 28). *A. medius* Rchb. **Wb** (B 52); **St** Frauenwiese b. Murau, Tüffer (H 56); var. *modestus* (Chab.) Sterneck **Schw** Hochrugg (S 28). *A. patulus* Sterneck **O** Gleinckersee b. Windischgarsten (D 21); **T** Nonsberg (H 14); **Schw** Lens (B 67), Tessin (C 19). *A. Freynii* (Kern.) Sterneck **B** Brannenburg (V 20); **T** Seiseralpe (D 21). *A. major* Rchb. **Schw** Andelfingen (N 7), Amon (N 10). *A. apterus* (Fries) Ostenfeld E Germania boreali (O 10). *A. montanus* (Sauter) Fritsch (*A. serotinus* Sterneck) **Ns** (B 147); **B** (P 53); **Schw** Tessin (C 30). *A. subalpinus* Sterneck **St** Murau, unteres Pettauer Feld (H 56); **Schw** Verzasca (C 26). *A.* **Vollmanni** Poeverl. **B** (P 53), Brünnstein, Kiefersfelden (V 20). *A. simplex* Sterneck **T** Seiseralpe (D 21). *A. intercedens* (Beck) (*Rh. lanceolatus* Sterneck, *Rh. alpinus* Garcke pp.) **Schw** Freiburg (J 29), Lens (B 67). *A. angustifolius* (Gmel.) Heynh. **B** mehrfach (L 33), Riedichen—Schlechtbach, Herrischwand (L 32); **St** Wundschuh (F 63), Keindorf b. Murau (H 56); **Schw** Tessin (C 19). *A. minor* L., Ehrh., W. et Gr. **Mr** Speier (V 6); **St** Frauenwiese b. Murau (H 56); var. *vittulatus* Gremli **Schw** Aclens (C 61). *A. rusticulus* (Chab.) Sterneck **T** Seiseralpe (D 21). *A. stenophyllus* (Schur) Sterneck **B** Schwend (E 27); **St** Peggau (F 80); **Schw** Ecône (B 67), Freiburg (J 29), Gibswil (N 4). *A. arvensis* Semler **B** Nürnberg (D 21). *A.* **Chaberti** Behrendsen **T** mehrfach (B 52), Val Ampola (D 21). *A.* **pseudolanceolatus** Semler **B** (S 134). *A.* **Semleri** Sterneck **B** Algäu 1300 m (B 52, D 21). *A.* **sudeticus** Behrendsen **Bö** Sudeten (B 50). *A.* **Alectorolophus *medius × angustifolius** (*A.* **Niederederi** Sterneck) **O** Warscheneck (B 52). *A.* **Alectorolophus × Chaberti** (*A.* **lorinensis** Behrendsen) **T** Val Lorina (B 52). *A.* **Alectorolophus × subalpinus** (*A.* **Pseudo-Freynii** Behrendsen) **B** Garmisch 750 m (B 52). *Bartschia alpina* L. **Bd** (E 15); **B** (P 53); **M** Wermsdorf (N 21); **Kr** (P 12). *Parentucella latifolia* (L.) Car., (*Bellardia Trixago* (L.) All., var. *versicolor* (Wild.) **L** Pola (D 21). *P. viscosa* (L.) Car. (*Euphrasia viscosa* L.) **Schw** Conthey (H 67). *Euphrasia* *) **Op Wp** (A 21); **Hc** (O 8); **B** (V 29, 31); **M** (W 34); **Schw** (C 17), Juragebiet (M 15). *E. pectinata* [Bicknell] Ten. **Schw** Lens (B 67). *E. tatarica* Fischer **Schw** Tessin (C 30, 31). *E. stricta* Host **Wb** Schwenningen (E 9); **K** Gurnitz, Raibl (B 56); **L** Parenzo (C 2); **Schw** Hochfluh 1000 m, Bitsch 900 m (S 67), Rheinau, Schöfflidorf (N 7); var. *subalpina* **Schw** Scheidegg, Huttkopf, Tößstock (N 7). *E.*

---

*) Anordnung nach R. v. WETTSTEIN. Monographie der Gattung Euphrasia. Leipzig 1896. 4°.

brevipila Burnet et Gremli **Wp** Löbau (P 81). *E. nemorosa* Pers., Gremli **M** Namiest, Jedownitz (W 30); **Schw** Solothurn (P 83, R 34); var. *nitidula* Reuter **B** (P 53); **Schw** Solothurn (L 50). *E. curta* Fries **Op** Wildenhoff (A 24), Johannisburg (K 4); **Me** Schwerin, Ludwigslust (T 25). *E. gracilis* Fries **B** (P 53). *E. minima* Jacq. **Schw** Ormonts (C 36), Verzasca (C 26), Gäbrisgebiet (S 38); f. *bicolor* Gremli **St** Murau (H 56); var. *pallida* Chabert, Gremli **Schw** Simplon (B 67); var. *hispidula* **Schw** Ayent (B 67); var. **gymnanthera** Chabert **Schw** Vallée de Bagne (S 67); var. *capitulata* Chabert **Schw** (B 67). *E. drosocalyx* Freys (*E. capitulata* Towns.) **Schw** Berner Oberland (F 25). *E. pulchella* Kern. **Schw** Tessin (C 30). *E. hirtella* Jord. **T** Sonnenwendgebirge b. 2260 m (H 19); **Schw** Saas-Fee 1900 m, 2160 m (S 67), Verzasca (C 26); var. **eglandulosa** Chabert **Schw** Tessin (C 31). *E. Rostkoviana* Heyne **Wp** Löbau (P 81); **M** Brünn (W 30); **S** Salzburg (D 21); **St** Söchau (H 56); **Schw** Berner Oberland (F 25); var. *laxiuscula* Lasch (*E. anadena* Gremli) **Schw** Solothurn (L 50); var. *minuta* Beck **Schw** Tessin (C 19); var. *minoriflora* Borbás **Schw** Solothurn (L 50). *E. montana* Jord. **E** Rheinebene (J 45); **B** Pöcking (V 20); **M** Jehnitz b. Brünn, Czeitsch (W 30); **Schw** Saillon, Granges (B 67). *E. Kerneri* Wettst. **O** Hallstadt—Simonshütte (H 49); **St** Klachau—Grimming (H 49); **K** Uggowitz—Malborgeth (B 56); **L** Parenzo (C 2). *E. picta* Wimm. (V 31). *E. versicolor* Kern. **St** Frauenalpe b. Murau (H 56); **K** Bärentaler Kocna (B 56); **Schw** Leytron, Ecône (B 67). *E. alpina* Lam. **Schw** Riederalp b. Mörel, Grimselhospiz (S 67). *E. salisburgensis* Funck (*E. cuspidatissima* St.-Lag.) **E** Osenbach (J 39, 45); **B** (P 53); **K** Plöcken, Müssen, Bärentaler Kocna (B 56); **Schw** Ormonts (C 36), Sarine (B 20); f. **grandiflora** Schroet. **Schw** Bodmen b. Saas-Fee 1700 m (S 67); var. *Semeni* Chabert **Schw** Tessin (C 30); var. *nivalis* Beck **Schw** Sarine (B 20); var. *aurea* Boullu **Schw** Fionnay—Lourtier (G 67). *E. illyrica* Wettst. **L** Matteria b. Triest (D 21). *E. cuspidata* Host **St** Nadel b. Sulzbach (H 56); **K** Bärentaler Kocna (B 56); **T** Kufstein (M 79). *E.* **alpigena** Vollmann **B** Reichenhall, Königssee, München, Reit im Winkel (V 31); **T** Kaisergebirge (V 31). *E.* **praecox** Vollmann **B** Füssen: Schwangau (V 31); var. **turfosa** Vollmann **B** Reit im Winkel (V 31); **S** (V 31). *E.* **turfosa** Vollmann **B** Reit im Winkel (V 31). *E. minima* × *alpina* ? **Schw** Saasgrund, Saas-Fee 2160 m (S 67). *E.* **minima** × **picta** Vollmann **B** Oberaudorf, Pfronten (V 29); **T** Schönbichl (V 29). *E. nemorosa* × *Rostkoviana* **Schw** Vogelberg: Hochwacht 1000 m, Baselland (S 67). *E. Salisburgensis* × *stricta* **E** (J 45). *Odontites rubra* Gilib. (*Euphrasia Odontites* L.)

Sw Eidergebiet (R 16); **Ns** Norderney [nicht *litoralis* Fries] (S 12); **St** Gratwein (F 64). *O. serotina* (Lam.) Rchb. (*Euphrasia serotina* Lam.) **P** Thiessow a. Rügen (G 71). *Lathraea Squamaria* L. **Wp** Deutsch-Krone (L 41); **Sw** Hamburg (P 32); **Ps** Alt-Boyen (V 32); **B** Isargebiet (G 20); **Kr** (P 12); **L** Parenzo (C 2); **Schw** Freistadt (J 30), Berner Oberland (F 25).

Orobanche ramosa L. **B** (P 53): **M** Watzenowitz bis Jeschow (W 28); **Kr** (P 12). *O. Muteli* Kern. **L** Pola (W 55). *O purpurea* Jacq. var. *Spitzelii* Beck **T** Ötztal—Mils (K 15, 17). *O. arenaria* Borkh. **Hc** Weimar (K 71); **M** Pausramer Hügel (W 37): **Schw** Wallis (P 6). *O. coerulescens* Steph. **Wp** Weichselgelände (S 53): **B** Plech (E 26, S 123). *O. caryophyllacea* Sm. (*O. Galii* Duby) **Wp** Putzig (L 4); **P** Rügen: Göhren (H 108); **B** Augsburg (W 13), Isargebiet (G 20); var. *strobiligena* Rchb. **Schw** Solothurn (L 50). *O. Teucrii* Hol. **N** Braunsberg (A 74); **Kr** (P 12): **T** Ratzes (J 46). *O. rubens* Wallr. (*O. lutea* Baumg.) **N** Braunsberg (A 74). *O. major* L. (*O. elatior* Sutton) **Sw** Hamburg (P 32): **Schw** Zizers 540 m. i. Churwalden 1420 m (S 67); Domleschg 1050 m (B 129, R 34). *O. alsatica* Kirschl. (*O. Cervariae* Suard) **Schw** Berner Oberland (F 25). *O. flava* Mart. **N** Heßhütte (A 94); **Kr** (P 12): **Schw** Berner Oberland (F 25). *O. gracilis* Sm. (*O. cruenta* Bertol.) **B** Isargebiet (G 20): **Kr** (P 12); var. *panxantha* Beck **N** Seitenstetten (H 11). *O. epithymum* DC. (*O. alba* Steph.) **B** Trudering—St. Michaelis, Brünnstein (V 20): **L** Parenzo (C 2); **Schw** Aclens (C 61). *O. reticulata* Wallr. **St** Peggau (F 80); **Schw** Runcalina-Joch 1400 m (S 67), Töß, Hörnli (N 4), Praden (B 130). *O. pallidiflora* W. et G. **Wp** Weichselgelände (S 50, 53); **Hc** Sangerhausen (B 31), Weimar (K 71). *O. platystigma* Rchb. (*O. Scabiosae* Koch) **B** Brünnstein (V 20): **Schw** Freiburg (J 31), Berner Oberland (F 25). *O. loricata* Rchb. **Hc** Weimar (K 71). *O. minor* Sutton **Wb** Eningen (E 11); **B** (P 53): **M** Pausramer Hügel (W 37); **N** Seitenstetten (H 11); **St** Gratwein (F 64); **L** Parenzo (C 2). *O. Hederae* Vauch. **Sl** Proskau (S 77); **L** Parenzo (C 2): **Schw** Solothurn (L 50, P 83, R 34). *O. gracilis* Sm. × *rubens* Wallr. (?) **T** Vigolo—Vattaro (M 101).

† *Elssholzia Patrini* (Lepech.) Garcke **Op** Gumbinnen (A 32), Tilsit (F 92), Johannisburg (F 91, K 3, 4); Heydekrug (F 89): **Wp** Preußisch-Putzig (P 77), Löbau (P 76). *Mentha* (B 112) **B** (V 25); **Bö** (D 36); **N** Seitenstetten (H 11); **O** (T 28). *M. Pulegium* L. **Sw** Hamburg (P 32); **M** Watzenowitz (W 28); **Schw** Zürich (N 11). *M. nemorosa* Willd. **Ps** Alt-Boyen (V 32): **Wb** Enningen (E 12); **B** (P 53). † *M. rotundifolia* (L.) Huds. **Schw** Zürich (N 11). † *M. viridis* L. **Schw** Zürich (N 11); f. *trichophora* Briq. **Sl** Roten-

burg (S 85). *M. longifolia* L. **M** Keltschan (W 28): f. *cuspidata* Opiz **St** Kroisbach b. Graz (H 56): f. **Linnaeana** Hayek **St** Schladming (H 56). *M. mollissima* Borkh. **M** Keltschan, Wlkosch, Zadowitz (W 28). † *M. piperita* L. **M** Rainochowitz (G 36); **T** Martignano (M 101); **Schw** Zürich + (N 11). *M. verticillata* L. **Bd** Freiburg (T 5); **Schw** Andelfingen (N 7), Burkatensee (N 9): var. *atrovirens* (Host), *scrophulariaefolia* (Lej.), *Motoliensis* (Opiz) u. *heleophila* H. Braun **K** Gailtal (P 85). *M. subspicata* Weihe **Br** Lychen (B 112); **Sl** Belk (B 112); **N** Eibistal (B 112); var. **calliopsis** Borb. **St** Söchau (B 112), *β soluta* Borb. (1901) **Sl** Belk, Ober-Plattnitz (B 112); **N** Eibistal (B 112). *M. aquatica* L. **M** Zadowitz, Watzenowitz, Bisenz (W 28), Podhradni, Lhota, Rainochowitz (G 36); var. *citrata* Ehrh. **Schw** Aclens (C 61). *M. crispa* L. **Wp** Putzig (P 77). *M. hirsuta* Huds. **St** Weitenstein (H 56); var. *pygmaeopsis* H. Braun **K** Klopeiner See (P 85). *M. parietariaefolia* Becker **M** Bisenz, Wlkosch (W 28). *M. austriaca* Jacq. **M** Bisenz, Ruditz, Wlkosch (W 28). *M. arvensis* L. **M** verbr. (W 28); var. *Uechtritzi* Briq. **Sl** Breslau (S 85). *M. palustris* Moench **M** Wlkosch, Zadowitz (W 28). † *M. gentilis* L. **Schw** Zürich (N 11). *M. grata* var. *Pauliniana* F. Schultz **M** Watzenowitz (W 28). *M. rubra* f. *typica* Beck **M** Wessely a. d. M. (W 30); f. *resinosa* Opiz **M** Katharein (W 36). *M. sudetica* Opiz (1852) **M** Ždar (B 112). *M. nudiceps* Borb. (1890) **Ps** Bojanow (B 112); **Sl** Groß-Barger Scheibe Petkau (B 112); **Bö** Privrat (B 112); **M** Groß-Üllersdorf (B 112); **N** Eibistal (B 112); f. *Heleomastes* H. Braun (1890) **N** (B 112); *δ* **lamprostachys** Borb. **M** Znaim (B 112); *ζ* **eriosoma** Borb. **Sl** Weißenburg (B 112). *M. aquatica* × *arvensis* (L.) **Bd** Grießheim (H 128); **M** Watzenowitz, Bisenz, Keltschan (W 28). *M. aquatica* × *ballotaefolia* (*M.* **perarguta** Borb.) **Sl** (B 112). *M. aquatica* × *longifolia* **E** (J 45). *M. aquatica* × *parietariaefolia* (*M.* **amphioxya** Borb.) **Sl** Reichenbach (B 112); **Bö** Palick (B 112). *M. aquatica* × *rotundifolia* ? **K** St. Georgen a. Sandho (B 56). *M. arvensis* × *aquatica* **M** Zadowitz, Keltschan (W 2 † *M. rotundifolia* × *silvestris* (*M. villosa* Willd.) **Wp** Putzig (P 7 *M. Schleicheri* × *verticillata* c. **lamprosoma** Borb. (*M. subcordifo* Borb. (1900)) **Sl** Großenhain (B 112); **N** Mauer (B 112). *M. silvestr* L. × *arvensis* L. **V** Bludenz (M 101). *M. verticillata* L. × *aquati* L. **T** Innsbruck (M 101). *Lycopus europaeus* L. **Sw** Röm (J 1). *L. mollis* Kern. **Kr** (P 16). *L. exaltatus* L. **L** Parenzo (C 2). † *Salv officinalis* L. **B** Haidhausen (V 20), *S. glutinosa* L. **Wp** Grauden (C 56); **Bd** mehrfach (L 33), Kaiserstuhl (L 26), Vogelsang (H 128); **Bö** Krumau (P 9). *S. aethiops* L. **Bd** Freiburg (L 26). † *S.*

sclarea L. **Schw** Zürich (N 11). † *S. austriaca* Jacq. **Kr** (P 12). *S. pratensis* L. **Op** Cruttinnen (B 94), Johannisburg (K 4); **Wp** Weichselgelände + (S 50); **Sw** Hamburg + (P 32); **Br** Frankfurt (B 121); **Bö** Reichenberg (M 48); **St** Stiftingtal (F 68); var. *dumetorum* Andrz. **Ns** Unterberg (P 28) † *S. silvestris* L. **Wp** Danzig (K 5); **Me** Neubrandenburg (K 38); **Sw** Hamburg (P 32); **Ps** Warsow (H 124); **Bd** Leopoldshöhe—Weil (L 32); **B** Schweinfurt (H 21), Nürnberg (G 66), München: Ostbahnhof (V 20); **Schw** Yverdon (C 68), Zürich (N 11), Lenzburg, Kilchberg b. Zürich (N 3). † *S. verticillata* L. **Op** Königsberg (B 92); **Me** Neubrandenburg (K 38); **Sw** Hamburg (P 32, 33); **Ns** Geestemünde (P 40); **Os** Lommatzsch (S 61); **Hc** Halle (F 28); **Mr** Dürkheim (J 34), Zweibrücken (T 42); **E** Boussange, Hagondange (B 10); **Bd** Kaiserstuhl (F 85); **B** Burghaslach (H 21); **Schw** Boltingen (A 76), Yverdon (C 68), Mt. Credoz: Farges (G 76); Berner Oberland (F 25), Zürich (S 25), Genfer Grenzgebiet (R 34). † *S. lanceolata* With. **T** Innsbruck (M 79). † *S. nutans* **Op** Königsberg (B 92). † *S. verbenacea* L. **E** (J 45). *Origanum vulgare* L. **Wp** Deutsch-Krone (L 41); **Ps** Alt-Boyen (V 32); var. *prismaticum* Gaud. **T** Innsbruck (M 79); **Schw** Solothurn (L 50). † *O. heracleoticum* L. **T** Valsuganabahn (M 101). *Thymus serpyllum* L. **Schw** Allmannkette (N 4); var. **reptabundus** Briq. **Schw** Tessin: Verzasca 17—2300 m (C 27, R 34); var. **ticinensis** Briq. **Schw** Tessin (C 19, S 67). *Th. ovatus* Mill. **Wb** Enningen (E 12); **T** Bozen: Eggental (M 43). *Th. montanus* W. et K. **St** Trifail (K 46); **K** Wischberg (B 56); **L** Parenzo (C 2). *Th. longicaulis* Presl **L** Pola (D 21). *Th. citriodorus* Schreb. **Sw** Hamburg (P 33). *Th. Chamaedrys* Fries (*Th. subcitratus* Briq.) **Wb** Enningen (E 12); **K** Uggowitz (B 56); **Schw** Tessin (C 19). *Th. ligusticus* Briq. **Schw** Tessin (C 22). *Th. alpestris* Briq. **B** Brunnstein (V 20), Oberaudorf (V 21); **Schw** Tessin (C 22). *Th. pachyderma* (Briq.) **Schw** Tessin (C 22). *Th. angustifolius* Pers. **K** Twimbergergraben, St. Paul (B 56); **T** Ratzes (J 46). *Th. praecox* Opiz **E** Vogesen (J 45); **B** Nürnberg (G 66); **St** Graz (K 50); **Schw** Tessin (C 19). *Th. carniolicus* Borbás **T** Pejo (H 14); **Schw** Lägern b. Zürich (N 4), Tessin (C 19). *Th. nummularius* M.-Bieb. **T** Ratzes (J 46). *Th. polytrichus* Kern. **Schw** Ormonts (C 36), Lägern b. Zürich (N 4). *Th. lanuginosus* Schkuhr **Wb** Mägerkingen (E 12). *Th. Ortmannianus* Opiz **K** St. Paul i. L. (B 56). *Th.* **rudis** Kerner **T** Mt. Cles (H 14). *Th. confusus* Kerner **Schw** Tessin (C 30). † *Satureja hortensis* L. **B** Giesing, Untersendling (V 21); **T** Arco (M 79); **Schw** Zürich (S 25). *S. montana* L. **Hc** Erfurt (R 52). *S.* **montana** × **subspicata** (*S.* **Karstiana** Justin) **Kr** Vremščica (J 55).

S. acinos (L.) Scheele (*Calamintha acinos* (L.) Clairv.) **Op** Heydekrug (F 90); **Ns** Ilmenaugebiet (P 38); **Hc** Weimar (T 30); **Schw** Ormonts (C 36). *S. alpina* (L.) Scheele (*Calamintha alpina* Lam.) **St** Peggau (F 55), Bürgeralpe (F 61), Peggauer Wand (F 66). *S. grandiflora* (Moench) Scheele (*Calamintha grandiflora* Moench) **Schw** Berner Oberland (F 25). *S. Calamintha* (L.) Scheele (*Calamintha officinalis* Moench, *C. silvestris* Bromf.) **Bd** mehrfach (H 128, L 32), Murgtal (L 33); **St** Gösting (F 57); **T** Bozen (M 79); var. *nepetoides* Briq. **Schw** Walenstadtberg (S 28). *S. menthifolia* (Host) Fritsch **L** Pola (D 21). *S. subnuda* (Host) Dörfler (*Calamintha subnuda* Host) (*C. parviflora* Lam. var. *tenuiflora* Goiran) **L** Pola (D 21); **T** Rovereto (M 101). † *S. vulgaris* (L.) Beguin. **Schw** Zürich (N 11). *Clinopodium vulgare* L. **Ps** Alt-Boyen (V 32). † *Melissa officinalis* L. **Schw** Zürich (S 25, N 11); var. *foliosa* (Opiz) Briquet **Schw** Misox (B 129), Maienfeld, Untervatz, Chur (R 34). † *Hyssopus officinalis* L. **Wp** Danzig (H 83); **Hc** Erfurt (R 52); **N** Bruck a. d. Leitha—Goyß (T 1); **Schw** Glattfelden (N 7), Zürich (N 11). *Nepeta Cataria* L. **Op** Johannisburg (K 4, F 91); **Sw** Hoisbüttel—Bredenbeker Teich (P 34); **Ps** Alt-Boyen (V 32); **B** Nürnberg (G 66), Oberaudorf, Haidhausen (V 20); **Bö** Krumau (P 9); **Schw** Berner Oberland (F 25). *N. nuda* L. **Bö** Krumau (P 9); var. *violacea* Koch **Wb** Neuburg a. D. (E 11). † *N. grandiflora* M.-Bieb. **Schw** Zürich (N 11). † *N. ucranica* ssp. *parviflora* Benth. **Br** Tegel (A 114). *Glechoma hirsuta* W. et K. **N** Diernberg b. Falkenstein (T 3). *Dracocephalum Ruyschianum* L. **Wp** Löbau (P 81). **Schw** Montalin (B 130). *D. austriacum* L. **N** Hundsheimer Berge, Föhrenkogel (A 80); **Schw** Wallis: Haut-de-Cry b. Ardon (C 9, W 51, R 34). † *D. parviflorum* Nutt. **Schw** St. Gallen: Zweibrückermühle (A 76, V 15, B 129, N 3, R 34). † *D. thymiflorum* L. **Wp** Löbau (P 81); **Sw** Hamburg (P 32). *D. moldavicum* L. **Wp** Rosenberg (P 76). *Melittis Melissophyllum* L. **Wp** Löbau (P 81, L 23, 24); **Os** Döbeln, Ostrau (S 59); **Bd** mehrfach (L 33); **N** Mödling (F 51); **St** Pristova (F 52); **Kr** (P 12); **T** Bozen (F 51); **Schw** Hoch-Yuvalt (B 130), Freiburg (J 30). *Lamium Orvala* L. **St** Tüffer (H 56); **Kr** (P 16); b. **fissidentata** Murr **T** Trient (M 79). *L. amplexicaule* L. **St** Puntigam, Laßnitz (F 66); **Kr** (P 16); var. *clandestinum* (Rchb.) Willk. **K** Hermagor (K 85); **Schw** Solothurn (L 50). *L. purpureum* L. **Kr** (P 16). *L. maculatum* L. **Ps** Alt-Boyen (V 32); **Kr** (P 16); f. **roseum** P. Junge **Ns** Oldenburg (J 48). *L. album* L. **Ps** Alt-Boyen (V 32), Schubin (M 64); **St** St. Peter—Freienstein (F 61); **Kr** (P 16); **Schw** Liestal (H 81). *L. luteum* Wallr. **Hc** Erfurt (R 13). † *L. amplexicaule* × *purpureum* (*L.*

hybridum Vill.) **Schw** Zürich (N 11), Solothurn (L 50). *Galeobdolon luteum* Huds. (*Lamium vulgare* Pers.) **Op** Tilsit—Ragnit (F 93); **Ps** Alt-Boyen (V 32); **Bö** Prag (F 51); **N** Reichenau (F 51); **Kr** (P 16); **T** Trins (F 51). *G. montanum* Pers. **Wp** Weichselgelände (S 53). *Galeopsis* **B** (B 153). *G.* § *Tetrahit* (P 64). *G. Ladanum* L. **Op** Johannisburg (F 91). *G. angustifolia* Ehrh. **Wb** Enningen (E 12); var. *Kerneri* Briq. **Schw** Tessin (C 30); var. *praecox* Rapin **Schw** Tessin (C 19); var. *arvensis* Schlechtd. **Schw** Tessin (C 22); var. *Verloti* Briq. **Schw** Tessin (C 22). *G. bifida* Bönningh. **Op** Pillkallen (F 93). *G. dubia* subsp. *dubia* var. *dubia* Briq. (*G. ochroleuca* Lam.) **Ns** Ilmenaugebiet (P 38); **Bd** Hornberg (D 19); **Schw** Zürich + (N 11). *G. intermedia* Vill. **Bd** Freiburg (T 5); **Schw** Wallis (D 21), Zürich + (N 11); var. *abundantiaca* Briq. **Schw** Tessin (C 31) *G. speciosa* Mill. (*G. versicolor* Curtis) **Ps** Alt-Boyen (V 32); **Bd** Freiburg (L 26); **Schw** Zürich + (N 11); var. *obscura* Porsch **St** Kroisbach b. Graz (H 56). *G. pubescens* Bess. **Op** Tilsit (F 92); **Ps** Schubin (M 64); **Schw** Misox (B 129); var. *umbratica* Porsch **St** Wetzelsdorf u. Brünnl b. Graz (H 56); var. *tristis* Briq. **Schw** Tessin (C 19). *G. Murriana* Borb. et Wettst. **K** Klagenfurt (B 56), Hermagor—Kühwegeralpe (H 8). *G. pubescens* × *Tetrahit* (*G. acuminata* Rchb.) **Schw** Tessin (C 21). *Stachys germanica* L. **Hc** Thüringen (R 51). *St. lanata* L. **Hc** Erfurt (R 13). *St. alpina* L. **Os** Zschopautal (S 58); **E** Vogesen (J 45); **Bd** Ofterdingen (L 33); **Bö** Obertham (S 58). *St. palustris* L. **Sw** Röm (J 1); **Ps** Alt-Boyen (V 32); **L** Parenzo (C 2). † *St. arvensis* L. **Bö** Krumau 0 (P 9); **Schw** Berner Oberland (F 25), Zürich (N 11). *St. annua* L. **B** Isargebiet (G 20), Pilsting (G 19). *St. recta* L. **Hc** Windischholzhausen (R 14); **Wb** Ulm (H 32, 34); **T** Bolognano fl. rub. (M 90). *St. subcrenata* Vis. **St** Trifail (K 46). *St. italica* Mill. **Schw** Tessin (C 22). *St. grandiflorus* (Stev.) Beck **Schw** Zürich (N 11). *St. palustris* × *silvestris* (*St. ambigua* Sm.) **E** (J 45); **L** Abazzia (B 103); **Schw** Zürich (N 11); Berner Oberland (F 25). *Betonica officinalis* L. **Ps** Alt-Boyen (V 32); **Bö** Krumau (P 9). *B. hirta* Leyss. (*Stachys hirta* Ten.) **T** Fedajapaß (H 18). *B. hirsuta* L. **Schw** Berner Oberland (F 25). *B. stricta* Ait. **Ps** Gurkasee (P 28). † *Sideritis montana* L. **Op** Königsberg (B 92); **B** Haidhausen (V 20); **Schw** Yverdon (C 68), Zürich (N 11). *Marrubium candidissimum* L. **Kr** Vremščica (J 55); **L** Lussin (W 55). *M. vulgare* L. **Op** Johannisberg (K 4); **Mr** Zweibrücken (T 42); **B** Mönchstockheim (H 21); Augsburg (W 13); **Schw** Zürich + (N 11). *M. peregrinum* × *vulgare* (*M. remotum* Kit.) **M** Swatoborschitz (W 28); **N** Breitensee i. M. (T 1). *Leonurus Cardiaca* L. **Op** Heydekrug (F 90); **Bd** Egg (L 33);

B Lommerstadt (H 21), Isargebiet (G 20); **Bö** Krumau (P 9); **St** Peggau (F 80); **Schw** Glattfelden (N 7). † *L. villosus* Desf. **Sw** Hamburg (P 32). † *L. glabriflorus* Brand **Br** Frankfurt (B 121). *Chaeturus Marrubiastrum* (L.) Rchb. **Me** Elbgebiet (T 25); **Ps** Krotoschin (S 147). † *Phlomis tuberosa* L. **N** Ottenthal—Pottendorf (T 3). *Scutellaria galericulata* L. **Kr** (P 16); **L** Parenzo (C 2); var. *glaberrima* Benth. **Schw** Tessin (C 19). *Sc. hastifolia* L. **St** Fürstenfeld (F 52), Moschganzen im unteren Pettauerfeld (H 56); **Kr** (P 16). *Sc. minor* L. **Bd** mehrfach (L 32, 33). † *Sc. altissima* L. **St** Rann (P 84); **Schw** Zürich (N 11). † *Brunella laciniata* L. (*B. alba* Pall.) **Sw** Alfeld (B 124); **B** (P 53); **Schw** Zürich (N 11), Liestal (H 81), Huntwangen b. Zürich (P 9); var. *coerulea* Celak. **K** Radnig (P 85). *B. grandiflora* L. **Op** Johannisburg (K 3, 4), Neidenburg (H 103); **Bö** Krumau (P 9); f. **robusta** Podp. **Bö** Nelahozoves i. Moldautale (P 48). *B. alba* × *grandiflora* **E** (J 45); **Schw** Tessin (C 19). *B. alba* × *vulgaris* **E** (J 45); **St** Wildon (R 5). *B. grandiflora* × *vulgaris* (*B. spuria* Stapf) **Ps** Buckow (U 5); **St** Platte b. Graz (F 59, 76). *Ajuga* **Br** Rheinsberg (S 103). *A. reptans* L. **Kr** (P 16); var. *alpina* Koch (*A. alpina* Willd. non Koch) **E** Metz: Montvaux u. Ancy-sur-Moselle (B 10); var. **Gintlii** Podp. **Bö** Jungbunzlau (P 48). *A. genevensis* L. **Op** Johannisburg (K 4); **Ns** Osnabrück (M 68); **Kr** (P 16). *A. pyramidalis* L. **Op** Wartnicken (A 12), Hegeberg (G 61); **Wp** Nickolswalde--Pasewark (A 93); Rosenberg (P 76); **P** Lauenburg, Butow (W 43); **Ns** (B 147); **E** Winzfelden 0 (J 45); **B** Schachen (H 68); **Bö** Krumau (P 9); **Kr** (P 16); f. *adulterina* Wallr., f. **intermedia** R. Schulz u. f. *perbracteata* Borbás **Br** (S 105, A 115). *A. Chamaepitys* Schreb. **Bd** Schienen—Wangen (H 128); **B** Pilsting (G 19), Isargebiet (G 20); var. *glabra* (Presl) **Sl** Gleiwitz (S 87). *A. genevensis* × *reptans* (*G. hybrida* Kern.) **Op** Losgehen (A 20), Puschdorf (A 40); **Sw** Hamburg (P 32); **Ns** Hannover (B 123); **E** (J 45); **Kr** (P 16). *A. reptans* × *pyramidalis* (*A. Hampeana* A. Br. et Vatke) **Schw** Naucolo—Val Calanca (S 152). *Teucrium Scorodonia* L. **Sw** Hamburg (P 32); **M** Czeladna (W 30); **Schw** Verzasca (C 26); var. **ausugum** Murr **T** Levico (M 101). *T. Botrys* L. **Wb** Ulm (H 32); **B** Pilsting (G 19), Isargebiet (G 20); **K** St. Veit—St. Georgen a. Längsee (B 56); **Schw** Wallis (P 6). *T. Scordium* L. **Op** Roggen (A 20), Neuhausen (A 45), Neidenburg (H 103); **Sw** Hamburg: Geesthacht (P 35); **Bd** Mietersheim (H 128); **B** Würzburg (S 121), Pilsting (G 18); **Schw** Chlisee (N 9). *T. Chamaedrys* L. **Wb** Ulm (H 32); **St** Sachsenfeld (F 61); **T** Ratzes (J 46). *T. montanum* L. **Wb** Ulm (H 32); **B** Isargebiet (G 20). **St** (K 44). † *T. hyrcanicum* L. **T** Trient

(M 101, 107). † *Lallemontia canescens* Fisch. et Mey. **Bd** Freiburg (T 5). † *Monarda fistulosa* L. **Schw** Biberist (P 83, R 34). † *M. punctata* L. **T** Innsbruck (M 79). † *Perilla nankinensis* Decne. **E** Straßburg (L 47).

Verbena officinalis L. **Ps** Alt-Boyen (V 32); var. **resedifolia** Murr **T** Valsuganabahn (M 79).

† *Acanthus mollis* L. **Hc** Förtha (B 85).

Pinguicula alpina L. (B 23) **Bd Wb** (E 15); **M** Wermsdorf (N 21); **Kr** (P 12); **Schw** (B 23). *P. vulgaris* L. **Wp** Deutsch-Krone (L 41); **Ns** Ilmenaugebiet (P 38); **Bd** Zellerhorn (M 12); **B** Elsendorf, Ebersbrunn (H 21); **M** Wermsdorf (N 21); **St** Tragöß (F 68); **Kr** (P 12). *Utricularia vulgaris* L. **Op** Heydekrug (P 89); **Wp** Putzig (L 4), Weichselgelände (S 50); **Ps** Alt-Boyen (V 32); **Os** Voigtland (S 61); **B** Behringerdorf (E 27), Isargebiet (G 20); **Bö** Gratzen (F 51) **N** Lobau (A 79), Seitenstetten (F 51); **S** Eglsee (V 9); **L** Parenzo (C 2); **Schw** Untervaz (B 130). *U. neglecta* Lehm. **Op** Johannisburg (K 4); **Wp** Rosenberg (P 74, 76), Löbau (P 76); **Sw** Hamburg: Langenlehstener Moor (P 35); **Ns** 0 (B 147), Ilmenaugebiet (P 38). *U. intermedia* Heyne **Wp** Weichselgelände (S 50). *U. minor* L. **Wp** Weichselgelände (S 50); **Sw** Röm (J 1); **Ps** Alt-Boyen (V 32); **L** Parenzo (C 2); **Schw** Churwalden 1755 m, St. Moritz 1800 m (S 67); var. *brevipedunculata* Kamienski **Wp** Löbau (P 76). *U. ochroleuca* R. Hartmann **Op** Heydekrug (F 89); **P Me Br Sl** (G 33); **Os** Roden (S 58); ? **E** (J 45); **Bd B** (G 33).

Primulaceae (P 19). *Trientalis europaea* L. **Ms** Tambach (O 7); **B** Arbersee (H 69); **St** Krakaudorfer Alpe 1600 m (K 61); Trübeck i. d. Tauern (H 56); **K** Seeboden (P 85). *Lysimachia thyrsiflora* L. **Wp** Deutsch-Krone (L 41); **Ps** Alt-Boyen (V 32); **B** Isargebiet (G 20); **Bö** Krumau (P 9); **S** Eglsee (V 9); **Schw** Schmerikon: Linthkanal (S 71), Loquiat (**T** 34). *L. ciliata* L. **Hc** Obermehler (T 13). *L. vulgaris* L. **St** Sachsenfeld (F 68); **Kr** (P 16); f. **angustifolia** P. Junge **Sw** Stormarn **Ns** (J 48), Hannover (J 48). *L. punctata* L. **Hc** Eisleben (H 37); **E** (J 45); **Bd** Rimsingen (F 85); **St** Sachsenfeld (F 61); **Kr** (P 16); **Schw** Zürich + (N 11). *L. Nummularia* L. **St** Kapfenberg (F 68); **Kr** (P 16); var. *suaveolens* Schönh., var. *longepedunculata* subvar. *parvifolia* Opiz (*L. Zawadskii* Wiesner) **Hc** Rudolstadt (B 115); **Bö** (D 34, W 39); **M** Brünn (W 24). *L. nemorum* L. **Kr** (P 16). † *L. ephemerum* L. **Schw** Zürich (N 11). *Anagallis arvensis* L. **Op** Heydekrug (F 89); Johannisberg (F 91); **Sw** Röm (J 1); **N** Würnitz—Schleinbach (D 21); **St** Sachsenfeld (F 61); **Kr** (P 16). *A. coerulea* Schreb. **Sw** Hamburg (P 32); **Bd** Schienen—Wangen (H 128); **N** Würnitz—

Schleinbach (D 21). *A. tenella* L. **Bd** mehrfach (L 32), Hottingen. Hänner (L 33). *A. arvensis* × *coerulea* (*A.* **Doerfleri** Ronninger) **Hc** Weißenfels (H 41); **N** Würnitz u. Schleinbach, Hetzendorf—Mauer (D 21, 22), Groß-Kadolz im Pulkatale (T 4); **T** Innsbruck (H 19). *Centunculus minimus* L. **Wp** Löbau (P 76); **B** Augsburg (W 13); **Bö** Prag (H 28); **Schw** Lunnern (N 4, S 67); f. *simplex* Hornem. **Sw** Hamburg (P 33). *Androsace helvetica* Gaud. **Schw** Wallis (P 6). *A. imbricata* Lam. **Schw** Tessin verbr. (C 24, 34), Verzasca (C 26). Berner Oberland (F 25). *A. villosa* L. **Kr** (P 16); f. **lanuginosa** Derganc u. f. **glabrescens** Derganc (D 14). *A. Chamaejasme* Host var. **typica** Derganc (*A. villosa* Jacq., *A. Lehmanniana* Sprengel) (D 14) **B** Berchtesgaden (R 46); **St** Sinabell b. Schladming (H 56); **Kr** (P 16). *A. obtusifolia* All. **St** Schneealpe (H 47), Zinken b. Seckau (H 46). *A. lactea* L. **Wb** Tuttlingen (E 15); **St** Tragöß (F 68); **Kr** (P 16). *A. carnea* L. **E** Vogesen (J 43); **Schw** Tessin mehrfach (C 24, R 34), Berner Oberland ? (F 25). *A. elongata* L. **Ms** Anhalt (H 101). *A. septentrionalis* L. **Wp** Graudenz (A 37); **Ms** Anhalt (H 101). *A. maxima* L. **N** Anninger (A 74), Hetzendorf (D 21). *A. Hausmanni* Leybold **T** Contrintal (H 19). *A. Halleri* Gmel. **E** Vogesen (S 159). *A. Charpentieri* Heer **Schw** Comergebirge (C 18). *A. helvetica* × *pubescens* **Schw** Muveran (S 71). *Douglasia Vitaliana* (L.) (*Aretia Vitaliana* L.) **Schw** Campolungo-Paß 18—1900 m; ob auch Piztul? (S 67). *Primula* (P 11). *P. farinosa* L. **Op** Heydekrug (F 89), Klein-Kurschen (A 35); **Sl** Friedland (S 79); **B** Kretschstadt (E 28); **N** Gutenstein (D 21); **St** Murhof b. Peggau (H 56); **Kr** (P 12); var. **dentata** Murr **T** Telfs—Untermieming (M 79). *P. longiflora* All. **Kr** (P 12); **Schw** Lago Tremorgio: Campo la Torba, 1820 m (S 67). *P. acaulis* (L.) (*P. vulgaris* Huds.) **St** Freibühel im Wildoner Buchkogel (H 56); **Kr** (P 12); **Schw** Zürich + (N 11); var. **stenantha** Murr **T** Trient (M 79); var. **sileniflora** Murr **T** Trient (M 79). *P. elatior* (L.) **Mr** Speier (V 6); **St** Schladning—Oberhaus (H 56), Mürzzuschlag (H 56), Drahtekogel (K 55); **Kr** (P 12); var. **diaphana** Domin **Bö** Obernice (D 26). *P. officinalis* (L.) **Op** Johannisburg (K 4), Tilsit—Ragnit (F 93); **Sl** Buchsdorf b. Jauernig (M 66); **Mr** Speier (V 6); **Kr** (P 12); var. **pallescens** Corboz **Schw** Aclens (C 61); var. *Hardeggensis* Beck **Bö** Lysá (P 48), Mileschauer Mittelgebirge (D 36); f. **pallida** P. Junge u. f. **aurantiaca** P. Junge **Sw** Lübeck (J 48); var. *montana* Opiz **Bö** Brdygebirge (D 36); ssp. *canescens* Opiz **St** Peggau (H 56). *P. Auricula* L. **Bd** Hirschsprung, Belchen (E 15); **B** Isargebiet (G 20); **S** Mondsee (V 9); **St** St. Veit ob Waldegg (F 68). St. Peter—Freienstein (F 61), Römerbad (F 78); **Kr** (P 12). *P. venusta*

f. *leucantha* (Schott et Frey.) **Kr** (D 5). *P. villosa* Wulf. **St** Mitterglankogel b. Seckau (H 56), Komen b. Laufen (F 68), Stubalpe (F 78). *P. hirsuta* var. *exscapa* Hegetschw. **Schw** Tessin (C 30). *P. commutata* Schott **St** Rennfeld (F 68). *P. Wulfeniana* Schott **St, K, Kr** (D 13). *P. carniolica* Jacq. **Kr** (D 5, P 12); f. **lactea** Derganc **Kr** Jelenk (D 5). *P. Clusiana* Tausch **St** Heukoppe a. d. Raxalpe (H 56). *P. glutinosa* Wulf. **St** Seckauer Zinken (H 56). *P. minima* L. **St** Komen b. Laufen (F 68), Seckauer Zinken (H 56). *P. acaulis* × *elatior* (*P. digenea* Kern.) **N** Seitenstetten (H 11); **Schw** Neuchâtel (B 120). *P. acaulis* × *officinalis* **N** Seitenstetten (H 11): **Schw** Neuchâtel (B 120), Zürich (N 11). *P. Auricula* f. var. *serratifolia* Rochel (var. *albocincta* Widmer) × *carniolica* Jacq. (*P. venusta* Host) **Kr** (D 5). *P. Balbisii* × *ciliata* (*P. Obristi* G. Beck) **B** (P 53). *P. Clusiana* × *minima* (*P. Portenschlagii* Beck) **N, St** (D 13). *P. elatior* × *Columnae* (*P. brevifrons* Borbás) **Schw** Winterthur (B 105). *P. elatior* × *officinalis* (*P. media* Peterm.) **Sw** Lübeck: Travemünde (P 35); **Bö** Zinkenstein (D 36): **N** Seitenstetten (H 11). *P. hirsuta* All. × *viscosa* All. (*P. hirsuta* All., *P. viscosa* Vill.) × *P. viscosa* All., *P. graveolens* Hegetschw., *P. Berninae* Kern.) **Schw** Oberengadin (B 118). *Hottonia palustris* L. **B** Isargebiet (G 20), Erlangen (S 123); **Schw** Tramelan (M 35, R 34). *Cortusa Mathioli* L. **B** Neureuth (A 70); **N** Heßhütte (A 94); **Kr** (P 16). *Soldanella* (S 104, V 11). *S. montana* Willd. (*S. alpina* var. *major* Neilr.) **St** Mürzzuschlag: Komp-Alpe (H 56). *S. alpina* L. **Bd** Feldberg (E 15): **N** Raxalpe (A 84); **St** Hochschwab, Fölling b. Graz (F 61), Schneealpe (H 47). Schönfeldspitze, Heinzelhube (H 56). *S. pusilla* Baumg. **Schw** Tessin (C 24, R 34), Verzasca (C 26): var. *lilacina* **Schw** Fluela-Hospiz (S 67). *S. minima* Hoppe **St** Schneealpe (H 47), Steineralpe: Okreselhütte (H 56). *S. austriaca* Vierh. **N** Raxalpe (A 84). *S. hungarica* Simk **St** Drahtekogel (K 55). *S. alpina* × *minima* (*S. Ganderi* Huter) **St** Schneealpe (H 47), Steineralpe: Okreselhütte (H 56). *S. alpina* × *pusilla* Baumg. **Schw** Obersäß: Fürstenalpe 1950 m (S 67). *S.* **minima** × **pusilla** (*S.* **neglecta** R. Schulz) **S** Kaprun (H 40); **K** Pasterze (S 104). *S.* **pusilla** Baumg. × **montana** Mikan (*S.* **Lungoviensis** Vierh.) **S** Schellgaden im Murwinkel (V 12). *Cyclamen europaeum* L. **Kr** (P 16); ? **T** Muttenjoch bei Imst (M 79): **Schw** Merlingen—Beatenberg (F 21). *Samolus Valerandi* L. **Wp** Putzig (L 4): **Hc** Thüringen (R 51); **Mr** Dürkheim (J 34); **Bd** Langenwinkel (H 128); f. **subacaulis** J. Schmidt **Sw** Schönberger Strand (P 35). *Glaux maritima* L. **Sw** Röm (R 16), Eidergebiet (R 16); **Ns** Langeroog (F 37): **Mr** Dürkheim (J 34); **B** Nürnberg (S 123).

Globularia Willkommi Nyman (*G. vulgaris* auct.) **Mr** Dürkheim

(J 34); **N** Ottakring b. Wien (F 51); **Kr** (P 16). *G. nudicaulis* L. **Kr** (P 16); **T** Pflersch (F 51); **Schw** Veyrier, Salève (B 18), Züricher Oberland (N 7). *G. cordifolia* L. **N** Perchtoldsdorf—Mödling (F 51); **Kr** (P 16); **Schw** Beatenbucht (F 21), Allmannkette (N 7). *G. bellidifolia* Ten. **Kr** (P 16).

† *Armeria vulgaris* Willd. (*A. elongata* Koch) **Op** Königsberg (B 92); **Wp** Neidenburg (H 103); **Sw** Eidergebiet (R 16); **Ns** Ilmenaugebiet (P 38); **Mr** Dürkheim (J 34); f. **prolifera** Töpfer **Me** Elbgebiet (T 25). *A. purpurea* Koch **B** (P 53). *A. maritima* Willd. f. **purpurea** J. Schmidt **Sw** Hamburg (P 33). *A. alpina* (Hoppe) Willd. **St** Bürgeralpe b. Aflenz (F 68), Reichenstein (F 61); **Kr** (P 12); **Schw** Piz Borel (B 130). *A.* **ambifaria** Focke **Ns** Wangeroog (F 37). *Statice Limonium* L. **Sw** Eidergebiet (R 16).

Litorella uniflora (L.) Aschers. (*L. lacustris*) **Os** Voigtland (S 61); **K** Millstätter See (P 85); **Schw** Locarno: Langensee (S 82, R 34). *Plantago major* L. var. *minima* DC. **Hc** Hautsee (B 85). *P. media* var. **sublanceolata** Murr **T** Trient (M 79). *P. lanceolata* var. *glareosa* (Kern.) **T** Loppio, Torbole (M 79). † *P. lanceolata* var. *maritima* Gren. et Godr. **Schw** Zürich (N 11); var. *pumila* Koch **B** Märsinger See (V 20); f. *dubia* Lill. **Op** Tilsit—Ragnit (F 93). † *P. lagopus* L. **Schw** Zürich (N 11). *P. montana* L. var. *holosericea* Gaud. (*P. fuscescens* Jord.?) **Schw** Berner Oberland (F 25). *P. alpina* L. var. **pseudomontana** Murr **T** Arlberg: Rauz (M 101). *P. maritima* L. **P** Thiessow a. Rügen (G 71); **Sw** Eidergebiet (R 16); **Schw** Zürich + (N 11). *P. serpentina* Lam. (*P. carinata* Schrad.) **Schw** Verzasca (C 26). *P. Coronopus* L. **P** Thiessow a. Rügen (G 71); **Ns** Cuxhaven (P 41); **Schw** Zürich + (N 11). † *P. Psyllium* L. **Schw** Zürich (N 11). † *P. arenaria* W. et K. (*P. ramosa* Gilib.) **Op** Johannisburg (K 3, 4); **Sw** Hamburg (P 32); **E** Sablon 1877, 1878 (B 10); **Schw** Yverdon (C 68), Zürich (N 11). † *P. Cynops* L. **E** (J 45). † *P. patagonica* Jacq. v. *aristata* Gray **Sl** Niesky (S 85).

† *Oxybaphus nyctagineus* **Br** Frankfurt a. O. (A 115).

Amarantus Blitum L. **Op** Johannisburg (K 3); **Hc** Erfurt (R 50, 52); **E** (J 45); **Wb** Friedrichshafen (E 12). † *A. viridis* L. **Bd** Freiburg: Dreisam (H 128); **Schw** Zürich (N 11); Locarno (S 82). *A. retroflexus* L. **Sw** Hamburg (P 32); **Ns** Norderney (S 12). **Hc** Halle (F 28); **Wb** Ulm (S 26), Unterhausen (E 11); **B** Isargebiet (G 20); **Schw** Wallis (P 6), Zürich (S 25). † *A. paniculatus* var. *sanguineus* (L.) Moq. **Schw** Zürich (S 25). † *A. spinosus* L. **Ns** Bremerhafen (P 40); **Br** Sommerfeld (A 115). † *A. patulus* Bertol. **Schw** Locarno (S 82). † *A. melancholicus* var. *parvifolius* **Br** Luckenwalde (A 115). † *A. deflexus* Bertol. **Bd** Freiburg (H 128); **Schw**

Zürich (N 11), Locarno (S 82). † *A. albus* **Ns** Hannover (B 123); **Br** Luckenwalde (A 115); **Os** Dresden (S 59); **E** (J 45); **Bd** Freiburg (H 128, T 5); **Schw** Zürich (N 11).

† *Phytolacca decandra* L. **Bd** Freiburg (T 5).

Suaeda maritima (L.) Dum. (*Schobera maritima* C. A. Mey.) **Sw** Eidergebiet (R 16); **Os** Dresden † (S 61). *Salsola Kali* L. **Sw** Schönhagener Nehrung (R 16); **Ns** Langenoog (F 37); **E** + (J 45); **Bd** Freiburg + (H 128); **Wb** Hechingen + (E 10). *Salicornia herbacea* L. **Sw** Eidergebiet (R 16); **Hc** Halle + (F 28). *Corispermum Marschallii* Steven **Op** Königsberg (L 21). *C. intermedium* Schweig. **Wp** Steegen (P 70). † *C. hyssopifolium* L. **E** Bitche (B 10). † *Polycnemum arvense* L. **Op** Königsberg (B 92); **Ns** 0 (B 147). *P. majus* A. Br. **Ms** Anhalt (H 101); **E** Rheinebene (J 45); **Kr** (P 12); **Schw** Trüllikon, Ossingen (N 7). *Kochia scoparia* (L.) Schrad. **Op** Königsberg (B 92); **Sw** Hamburg (P 32); **T** Innsbruck + (M 79); **Schw** Basel + (B 81), Vidy b. Lausanne (N 3). *K. prostrata* (L.) Schrad. **N** Jetzelsdorf b. Haugsdorf (T 1), Regelsdorf b. Haugsdorf (T 3). † *Chenopodium* (M 75, 76, 88, 95); **Mr** (75); **E** Colmar, Straßburg, Kehl (J 40), Straßburg (L 48). *Ch. hybridum* L. **K** Klagenfurt (S 2); **Schw** Zürich (S 25). *Ch. urbicum* L. **Bd** Freiburg (T 5); **Wb** Ulm (E 12). *Ch. album* L. (M 94, V 19); **Sw** Röm (J 1); **B** (V 19); **Schw** Zürich (N 11); var. *concatenatum* Thuill. **Ms** Anhalt (H 101); **E** Rheinebene (J 45); var. *striatiforme* Murr **Ms** Anhalt (H 101); var. *glomerulosum* **Op** Johannisburg (F 91). ssp. *striatum* (Kraš.) **E** (J 45); **Schw** Tessin (C 19). *Ch. opulifolium* Schrad. **Bd** Freiburg (F 85, T 5); **B** Untersendling (V 20); **Schw** Zürich (S 25). *Ch. opulifolium* × *album* ssp. **subquinquelobum** Murr **T** (D 24). *Ch. ficifolium* Sm. **Schw** Zürich (N 11). † *Ch. ambrosioides* L. **E** (J 45). *Ch. polyspermum* L. **L** Parenzo (C 2); var. **Rohlenae** Murr **Bö** Prag (R 44). *Ch. vulvaria* L. **Bd** Freiburg (H 128); **Schw** Solothurn (L 50). *Ch. Botrys* L. **Ns** Hannover (B 123); **Schw** Zürich (N 11). † *Ch. capitatum* (L.) Archers. **Schw** Zürich (N 11). † *Ch. foliosum* (Mönch) Archers. (*Blitum virgatum* L.) **Hc** Erfurt (R 13); **Bd** Karlsruhe (T 8); **Wb** Ulm (H 33); **Schw** Zürich (N 11), Liestal (H 81). *Ch. Bonus Henricus* L. **B** Bayerischer Wald (P 27); var. *dentatum* Gremli **T** Hinteres Jaufental (M 80). *Ch. rubrum* L. **St** Graz (F 74, H 56); **Schw** Zürich (N 11); var. *humile* (Hook.) Moq. **Bö** Zbirow (D 36). *Ch. glaucum* L. **Schw** Zürich (S 25). *Ch. Berlandieri* Moq.-Tand. **T** Innsbruck (M 90). *Ch. Bernburgense* Murr **Br** Bernburg (A 115); **Ms** Anhalt (H 101). † *Ch. foetidum* Schrad. **Op** Heydekrug (A 15, F 89, 90). † *Ch. hircinum* Schrad. **Bd** Freiburg (F 85, H 128); **B** München (V 25); **T**

Trient (M 90); **Schw** Zürich (N 11); var. **subtrilobum** Issler **E** Colmar (J 42, 45). † *Ch. leptophyllum* Nult. **Os** Dresden (J 40, S 61). **E** Colmar, Straßburg, Kehl (J 40, 45), Straßburg (L 47); **B** München (J 40); **T** Innsbruck (M 79), Trient (M 90); **Schw** Zürich (N 11). † *Ch.* **platyphyllum** Issler **Os** Dresden (J 40, 45); **E** Colmar (J 40, 45). † *Ch.* **trilobum** Issler **E** Colmar-Markolsheim, Straßburg, Kehl (J 40); † var. **microphyllum** Issler **Os** Dresden (J 40); **E** Straßburg (J 40). *Ch. viridescens* S. Amans (*Ch. praeacutum* Murr) ssp. *vivax* **Br** Bernburg (A 115); **Ms** Anhalt (H 101). † *Ch. Zschackei* Murr (*Ch. album* × *opulifolium* Murr, *Ch. album* — *opulifolium v. obtusatum* Murr) **Os** Dresden (J 40); **Ms** Bernburg (J 40); **E** Colmar (J 40); **T** Innsbruck (D 21, J 40, M 79); **Schw** Zürich (N 11). *Atriplex hortense* L. **Op** Heydekrug (F 89); **Hc** Weimar + (T 30); **Schw** Zürich + (N 11). † *A. nitens* Schkuhr **Op** Königsberg (B 92); **Wp** Weichselgelände (A 48); **E** (J 45); **B** Würzburg (V 25). *A. tataricum* L. **Op** Königsberg (B 92); **Hc** Weißenfels (H 41), Eisenach (B 85); **Wb** Ulm (E 12). *A. patulum* L. **Sw** Röm (J 1); var. *microtheca* subvar. **latifolium B** Untersendling (V 20). *A. hastatum* L. **T** Völs (M 98); **Schw** Zürich + (S 25, N 11). *A. litorale* L. **P** Thiessow a. Rügen (G 71); **Sw** Steinberghaff, Alsen (R 16); **B** Haidhausen, Berg am Laim (V 20). *A. laciniatum* L. **Sw** Hamburg (P 33); **Ns** Wangeroog (F 37). *A. roseum* L. **Wb** Ulm (E 12); **T** Innsbruck (M 80); var. *Bauhinianum* Wallr. **B** (P 53). † *A. oblongifolium* W. et K. **Op** Königsberg (B 92); **Os** Dresden (S 61). † *Spinacia oleracea* L. **Schw** Zürich (S 25). *Obione portulacoides* (L.) Moq.-Tand. **B** Augsburg + (W 13). † *Cycloloma platyphyllum* (Mich.) Moq.-Tand. **Sw** Hamburg: Reiherstieg, Wandsbeck (P 34). † *Hablitzia tamnoides* M.-Bieb. **Ms** Aken (A 115).

Rumex (C 10) **M** (W 38). *R. maritimus* L. **Op** Johannisburg (K 4), Heydekrug (F 89), Tilsit (F 92); **Sw** Röm (J 1); **Hc** Hautsee (B 85); **B** Dutzendteich (E 29); **M** Paradieswäldchen, Lultsch (W 36), Kostel, Tracht (W 39); **Schw** Zürich † (N 11); var. *remota* Haußkn. **M** Kostel, Tracht (W 39). *R. conglomeratus* Murr. **Wb** Eningen (E 12); **M** Paradieswäldchen (W 36). *R. sanguineus* L. **M** Paradieswäldchen (W 36). *R. nemorosus* Schrad. **Schw** Berner Oberland (F 25). *R. pulcher* L. **Schw** Zürich † (N 11). *R. obtusifolius* L. **Hc** Eisleben (H 37). *R. agrestis* Fries. Wallr. **M** Rzeczkowitz, Paradieswäldchen (W 36). *R. silvestris* Wallr. **Hc** Eisleben (H 37); **M** Zwittatal (W 36). *R. odontocarpus* Borbás (*R. biformis* Menyh.); **M** Rakwitz, Kostel, Eisgrub, Neudorf (W 39). *R. stenophyllus* Ledeb. (*R. biformis* Menyh.) **M** Satschan, Saitz (W 36). *R. domesticus* Hartm. **Ns** 0 (B 147); **Schw** Zürich † (N 11). *R. hydrolapathum* Huds. **Hc** Eisleben (H 37); **M** Zwittau 0 (W 39), Tracht (W 36); **Schw** Solothurn

(B 34, P 83). *R. maximus* Schreb. **Op** Heydekrug (F 89); **M** a. d. Zwittawa (W 36); **T** Innsbruck (M 80). *R. aquaticus* L. **M** Jundorf – Kumrowitz (W 33); **N** Kamp: Rosenberg, Altenburg, Steinegg usw. (T 4); **St** Wundschuh (F 63). *R. alpinus* L. **Os** Presnitz (S 61); **B** Berneck i. F. (V 25). *R. scutatus* L. **St** Baierdorf b. Graz (F 66); **Kr** (P 12). *R. nivalis* Hegetschw. **St** Hochschwab (H 56), Ebenstein (N 25); **Kr** (P 12). *R. arifolius* All. **Os** Erzgebirge (S 59); **Kr** (P 12); **Schw** Hoherhone (N 4), Dreiländerstein (S 27). *R. Acetosella* var. *gracilis* Meißn. **Schw** Tessin (C 22); var. *minima* Wallr. **Schw** Tessin (C 22); var. *procurrens* Wallr. **Schw** Tessin (C 22). *R. multifidus* L. **T** Valsuganabahn (M 79). *R. aquaticus* × *crispus* (*R. conspersus* Hartm., *R. similatus* Haußkn.) **M** Adamstal (W 36). *R. aquaticus* × *obtusifolius* (*R. Schmidtii* Haußkn., *R. platyphyllus* Aresch.) **M** Czernowitz am Zwittaufer (W 33); **St** Rottenmann (R 5). *R.* **aquaticus** × **silvester** (**R. Garsensis** Teyber) **N** Gars b. Kamp (T 4). *R. conglomeratus* × *crispus* (*R. Schulzei* Haußkn.) **M** (W 36), Kromau (W 39). *R. conglomeratus* × *maritimus* (*R. limosus* Thuill. non auct.) mit f. *palustris* Sm. non auct. u. f. *Knaffii* Celak. **M** Kostel (W 39). *R. conglomeratus* × *obtusifolius* (*R. abortivus* Ruhmer) **M** Czernowitz am Zwittaufer (W 33), Jehnitz, a. d. Zwitta (W 36); f. *sterilis* Haußkn. **M** Mährisch-Kinitz (W 36). *R. conglomeratus* × *sanguineus* (*R. Ruhmeri* Haußkn.) **M** Paradieswäldchen (W 36); **St** Alt-Außee (R 5). *R. crispus* × *obtusifolius* (*R. cristatus* Wallr., *R. pratensis* M. et K.) **Hc** Eisleben (H 37). **M** Brünn (W 36); **Schw** Solothurn (L 50). *R. crispus* × *sanguineus* (*R. Sagorskii* Haußkn.) **M** Paradieswäldchen (W 36). *R. obtusifolius* × *sanguineus* (R. *Dufflii* Haußkn.) **M** Paradieswäldchen (W 36). *Polygonum Bistorta* L. **Wp** Deutsch-Krone (L 41); **Mr** Zweibrücken (T 42); **Wb** Ulm (H 32). *P. viviparum* L. **Wb** (E 15); **Schw** Tweralpspitze — obere Tweralpe (S 27). *P. amphibium* L. **Mr** Speier (V 6); **T** Bruneck (F 51); var. *terrestre* L. **Op** Johannisburg (F 91); **N** Seitenstetten (H 11). *P. lapathifolium* L. (*P. punctatum* Gremli) **St** Graz (H 56); **L** Parenzo (C 2); var. *nodosum* Pers. f. **natans** Schroet. **Schw** Bodensee (S 67); var. *incanum* Schmidt **K** Klein-Edling i. L. (B. 56). *P. tomentosum* Schrank **Sw** Röm (J 1); **Hc** Erfurt (R 50). *P. mite* Schrank **Ps** Alt-Boyen (V 32); **St** Kroisbach b. Graz (H 56); **K** Wolfsberg (B 56). *P. minus* Huds. **Sw** Röm (J 1); **K** Wolfsberg (B 32). *P. aviculare* L. **Schw** Berner Oberland (F 25). *P. Bellardii* All. **Sw** Hamburg (P 32); **Br** Köpenick (A 115); **E** (J 45). *P. dumetorum* L. **Schw** Berner Oberland (F 25). † *P. arenarium* W. et K. **Schw** Zürich (N 11). † *P. cuspidatum* S. et Z. **Wp** Mockrau (P 21); **E** (J 45); **St** Murufer b. Graz (F 82); **Schw** Zürich (N 11). † *P. orientale* L. **Schw**

Zürich (N 11). † *P. sachalinense* Maxim. **Sl** Petersdorf (S 77). *P. Hydropiper* × *mite* **E** (J 45). *P. mite* × *Persicaria* **Bd** Freiburg (T 5, 8). † *Fagopyrum tataricum* (L.) Gaertn. **Hc** Erfurt (R 9); **E** (J 45); **Schw** Zürich (N 11).

Thymelaea Passerina Coss. et Germ. (*Passerina annua* (L.) Wickstr.) **N** Sonntagsberg (H 8). *Daphne Mezereum* L. **Op** Heydekrug (F 89, 90), Tilsit (F 92); **Wp** Deutsch-Krone (L 41); **Ps** Alt-Boyen (V 32); **Bd** Mettmatal, Murgtal (L 32); **Kr** (P 16). *D. Laureola* L. **St** Rein (F 47), Gratwein (F 72); **Schw** Lägern b. Zürich (N 4). *D. alpina* L. **Kr** (P 16); **Schw** Berner Oberland (F 25), Corniche (M 12), Zuralt b. Rothenbrunnen (S 67). *D. Blagayana* Freyer (P 14) **St** (D 7, 12), Römerbad (F 49, 61), Male Kozze b. Steinbrück (H 56); **Kr** (D 7, 12, P 12). *D. striata* Tratt. **B** Trainsjoch (V 20); **St** Steineralpen: Okreselhütte (H 56); **K** Plöckenpaß (K 69); **Schw** Tessin verbr. (C 24, R 34), Verzasca (C 26). *D. Cneorum* L. **M** Czeitsch (W 28); **St** St. Johann (F 61), St. Peter-Freienstein (F 68), Hieflau im Gesäuße, Skraski b. Steinbrück (H 56); **Schw** Gordola 1764 m (S 71), Brazel (T 33).

Thesium **Schw** Jura (M 36, R 34). *Th. montanum* Ehrh. **B** Bayerischer Wald (P 27); **T** Ratzes (J 46). *Th. intermedium* Schrad. **B** Isargebiet (G 20); **Schw** Maladers (B 130). *Th. divaricatum* Jan **L** Lussin (W 55). *Th. humile* Vahl **N** Dornbach (V 9). *Th. pratense* Ehrh. **Wb** Pfullingen (E 9); **Bö** Krumau (P 9). *Th. tenuifolium* Sauter **St** Kandlergraben b. Weichselboden (N 25). *Th. alpinum* L. **Os** Voigtland (S 61); **B** Marienberg (S 121); **St** Kirchdorf (F 80); var. *elatior* **K** Raibl (S 2). *Th. ebracteatum* Hayne **Op** Jakunowker Haide (A 4), Cruttinnen (B 94), Neidenburg (H 103), Johannisburg (K 3, 4), **Wp** Löbau (P 81). *Osyris alba* L. **L** Pola (M 81).

Hippophaës rhamnoides L. **P** Thiessow a. Rügen (G 71); **N** Loba (A 79); **Schw** Marin — Prefargier (T 34).

Viscum (B 86, C 34). *V. album* **Op Wp** (B 6); **Ps** Alt-Boyen (V 32); **B** Isargebiet (G 20), Holzapfelskreuth a. Birken (V 21), Hersbruck (S 125), Lorenzer Wald a. Föhren (S 125); **L** Parenzo (C 2; **Schw** Berner Jura a. Picea excelsa (C 34, R 34). *V. austriacum* Wiesb. (*V. laxum* Wiesb.) **Ps** Annaberg (P 28); **B** Tittmoning auf Föhren (V 26); **St** St. Gotthard b. Graz, Strangau-Göstin auf Pinus silvestris, Gösting auf Acer campestre, Eggersdorf a Pirus communis, Judendorf u. Traumkogel auf Picea excelsa (F 8 *Loranthus europaeus* L. **Op Wp** (B 6).

Aristolochia rotunda L. **L** Neresine-Ossero; Medolino (W 5 *A. pallida* Willd. **Kr** (P 12); var. **istriaca** Pampanini **L** Paren (P 3). *A. Clematitis* L. **Mr** Zweibrücken (T 42); **Kr** (P 12). *Asaru* *europaeum* L. **Wp** Kassubische Schweiz (A 93); **Mr** Zweibrücken (T 42), Murgtal, Andelsbachtal, Witznau (L 32); **Bd** Mühlbachtal (L 33); **K** Twimberger Graben, Launsdorf, Arnoldstein (B 56); **Kr** (P 12); **Schw** Berner Oberland (F 25).

Empetrum nigrum L. **Op** Hydekrug (F 89, 90), Tilsit (F 92). **Wp** Löbau (P 76); Hela (S 141), Rosenberg (P 74); **Ns** Ilmenaugebiet (P 38); **Bd** Feldberg (H 128); **B** Arber (H 69); **Schw** Sarine (B 20).

Buxus sempervirens L. **Kr** (P 12); **L** Parenzo (C 2).

Andrachne telephoides L. **L** Pola (M 81). *Euphorbia Chamaesyce* L. **Schw** Tessin (C 19). *E. helioscopia* L. **B** (P 53); **N** Baumgarten (F 51); **K** Raibl (S 2); f. **praecox** P. Junge **Sw** Stormarn (J 48). *E. platyphylla* Scop. **Hc** Burgau (J 21), Gugleben (R 52); *E. stricta* L. **Bd** (L 32), Tiefenstein, Obersäckingen (L 33); **Wb** Pfullingen (E 9). *E. dulcis* L. **Bd** mehrfach (L 32), Mühlbachtal (L 33); **B** Isargebiet (G 20). *E. angulata* Jacq. **St** Thal (F 80); **Kr** Vremščiča (J 55). *E. verrucosa* L. **B** (P 53); **N** Lobau (A 79); **Kr** (P 12). *E. polychroma* Kern. **Kr** (P 12). *E. palustris* Lam. **Ns** Geestemünde (P 40); **B** Isargebiet (G 20), Mähring (V 21). *E. austriaca* Kern. **N** Heßhütte (A 94). *E. Gerardiana* **Hc** Halle (F 28), Lommatzsch (S 61); **B** Sulzheim (H 21); **N** Lobau (A 79). *E. amygdaloides* L. **Bd** Säckingen (L 32), Obersäckingen (L 33); **B** (P 53); **N** Olberndorf (D 21). *E. Cyparissias* L. **Op** Johannisburg (K 4); **Wp** Löbau (P 76), **Bd** Ulm (H 32, 34); **B** (P 53); **N** Aspern (D 21); **Kr** (P 12). *E. Esula* L. **Hc** Jena (J 21); Osnabrück (M 68); **N** Aspern (D 21). † *E. virgata* W. et K. **Op** Tilsit (F 92). **Wp** Weichselgelände (S 50, 53), Löbau (P 76); **Schw** Yverdon (C 68). Solothurn (L 50), Mitlüdi (N 3), Zürich (N 11). *E. lucida* W. et K. **Wp** Danziger Niederung (P 75); **K** (P 12). ? *E. segetalis* L. **Schw** Zürich (N 11). *E. Peplus* Gaertn. **B** (P 53); var. **bracteosa** Domin **Bö** Vorlik im südl. Moldautal (D 43, 45). † *E. falcata* L. **Bd** Rothaus (L 26); **Schw** Zürich (N 11). *E. exigua* Lam. **B** (P 53); **Kr** (P 12). † *E. Lathyris* L. **Schw** Zürich (N 11). *E. nutans* Lag. **Kr** (P 12). † *E. Engelmanni* Boiss. (*E. polygonifolia* olim **T** Arco (M 90); **Schw** Zürich (N 11), Lintal, Lugano, Zürich (S 25). † *E. humifusa* Willd. **B** (P 53); **Schw** Zürich (N 11). † *E. polygonifolia* Jacq. **T** Arco (M 79). *E. esula* × *cyparissias* (*E. Figerti* Doerfl.) **Br** Küstrin (A 114); **B** Großlangheim (V 25); f. *polyphylla* Schur u. f. *pseudo-esula* Schur **N** Aspern (D 21). *Mercurialis perennis* L. **Ps** Alt-Boyen (V 32); **N** Lobau (A 79); **S** Salzburg (F 51); **Kr** (P 16); **L** Parenzo (C 2); f. *ovalifolia* Haußkn. u. f. *elliptica* Haußkn. **B** Donaustauf (P 53). *M. ovata* St. et H. **N** Mödling (F 51); **Kr**

(P 16); **L** Parenzo (C 2); var. *typica* Vollm. **B** Neuburg a. D. (V 25); var. *angustior* Vollm. **B** Zeitlarn (P 53). † *M. annua* L. **Wp** Rosenberg (P 76); **N** Baumgarten (F 51); **Kr** (P 16); **Schw** Zürich (N 11).

Callitriche vernalis L. (*C. verna* Kützing) **Sw** Röm (J 1); **B** Berchtesgaden (R 46); **Schw** Berner Oberland (F 25). *C. hamulata* Kütz. var. *homoiophylla* G. et G. **Schw** Locarno (S 76). *C. autumnalis* L. **B** Dutzendteich (E 29). *C. obtusangula* Le Gall **Ns** (B 147). *C. capillaris* Parlat. **Schw** Locarno (S 76).

Ceratophyllum demersum L. **Hc** Hautsee (B 85); **Schw** Locarno (S. 76, 82). *C. submersum* L. **Op** Frisches Haff (P 22); **Wp** Löbau (L 23); **Ns** O (B 147); **E** Oberelsaß (J 45); **Schw** Andelfingen (N 7), Burkatensee (N 9), Großsee (N 10); var.? *Haynaldianum* Borbás **M** Jundorf (W 33).

Urtica pilulifera L. **Hc** Artern (K 9). *U. urens* L. **Schw** Berner Oberland (F 25), Val des Dix (P. 5); f. **microphylla** Murr **T** Trient (M 79); var. **elegans** Chenev. **Schw** Locarno (C 25, 27) (R 34). † *U. Kioviensis* Rogow **N** Baumgarten a. d. M. (W 30). † *Parietaria officinalis* L. (*P. erecta* M. et K.) **Wp** Löbau (P 81); Danzig (K 5); **Bd** Bremgarten (F 85); **N** Lobau (A 79); **Kr** (P 12). *P. ramiflora* Moench (*P. diffusa* M. et K.) **Kr** (P 12); **Schw** Soazza (B 130).

Humulus Lupulus L. **Wp** Deutsch-Krone (L 41); **N** Lobau (A 79); **St** Kroisbach b. Graz (H 56). † *H. japonicus* Sieb. **Br** Berlin (A 115).

Celtis australis L. **Kr** (P 16); **L** Parenzo (C 2). *Ulmus campestris* L. var. *glabra* Miller (*U. glandulosa* Lindl.) **Br** (G 106), Oderberg (A 115); **N** Lobau (A 79); **Schw** Solothurn (L 50). *U. pedunculata* Foug. (*U. effusa* L.) **Ns** (B 147); **Wb** Lauffen (E 9); **Schw** Chaumont (S 67).

Juglans regia L. **L** Parenzo (C 2); **Schw** (F 6, R 34), Wallenstadt (A 85); var. **Johannis** Bettelini **Schw** Tessin [cult.] (B 68, R 34).

Fagus silvatica L. **Wp** Löbau (L 23); **Kr** (H 129, P 12); **L** Parenzo (C 2); **Schw** Tessin (B 68, R 34), Davos, Neuenburg (S 67), Rheintalgletscher (W 50); „Fayard à gerbes“ **Schw** Petitevoux bei Neuchâtel, Ponts (S 66). *Castanea sativa* Mill. (*C. vulgaris* Lam., *C. vesca* Gaertn.) **N** Wienerwald (B 82); **L** Parenzo (C 2); **Schw** (G 31), Tessin (B 68, R 34). *Quercus* (L 5); **Sl** (E 17, G 4); **Schw** Allschwil i. Baselland (A 66). *Q. sessiliflora* Sm. **P** Stettiner Buchheide (W 43); **N** Lobau (A 79); **Schw** Berner Oberland (F 25); f. *laciniata* **Sl** Jauer (S 77); var. *Louetti* hort. **T** Trient (M 79). *Q. Robur* L. (*Q. pedunculata* Ehrh.) **T** Innsbruck (F 51); **Schw** Freiburg (S 14). *Q. Austriaca* Willd. **N** Neuwaldegg (F 51). *Q. pubescens* Willd. **E** (J 45); **Schw** Twann (B 12, R 34). *Q. Cerris* L. f. *typica* Beck **M** Wlkosch (W 28); Hadiberg b. Brünn (W 39). † *Q.*

rubra **E** Vogesen (J 45). *Q. Robur* × *pubescens* **E** (J 45). *Q. Robur* L. × *sessiliflora* Sm. **B** Neuburg a. D. (E 23).

Betulaceae (W 44). *Corylus Avellana* L. **St** Graz (H 56): **Kr** (P 12): **Schw** (K 18, R 34): var. **Zimmermannii** Hahne **R** Schwelm (H 6); **Mr** Kreuznach (H 6). *Carpinus Betulus* L. **K** Koralpe; Auerlinggraben (B 56). *Ostrya carpinifolia* Scop. **St** südlich der Drau (F 75, 78), Trifail (K 46); **Kr** (P 12). *Betula pubescens* Ehrh. **Bd** Faulenfürst, Jungholz (L 32): var. *carpathica* W. et K. **Op** Johannisburg (K 3); **E** Vogesen (J 45): **Schw** Drusatscher Alp b. Davos 1800 m (F 67). *B. humilis* Schrk. **Op** Insterburg—Goldap (L 20), Heydekrug (F 90): **Wp** Löbau (P 81), **Br** Lieberose (U 1): var. *microphylla* Grütter **Op** (A 29), Osterode (S 55), **Wp** Löbau (P 81) *B. nana* L. (B 134, C 51): **Op** (A 29, S 55); **Wp** (A 104). Weichselgelände (S 53): **Ns** (B 147), Bodenteich b. Hannover (A 103). Bodenteich—Schafwedel südlich von Ülzen (B 124). Schafwedel (C 16). Ilmenaugebiet (P 38): **Sl** Seefelder der Hohen Mense (B 4). Erzgebirge (S 61): **St** Winterleitensee (F 61): **Schw** Juragebiet (R 34). *B. Murithii* Gaud. **Schw** (B 17). *B. humilis* × *pubescens* **Br** Lieberose (U 1). **Betula humilis × verrucosa (B. Zimpelii Junge) Sw** Göttin in Lauenburg (J 54, P 34). *B. nana* × *pubescens* (*B. alpestris* Fries) **Ns** Schafwedel (C 16), Ilmenaugebiet (P 38). *B. nana* × *verrucosa* **Ns** Schafwedel (C 16). *B. pubescens* × *verrucosa* **Sw** Göttin (P 35): **Br** Wittstocker Heide (A 115). *Alnus alnobetula* Ehrh.) Hartig (*A. viridis* DC.) **St** Murau (H 56): **Schw** Südl. und südöstl. Vorgelände der Lägern (R 34): var. *microphylla* f. *hirtella* Callier **Schw** Tessin: Val Colla, Caval Drossa (C 30). *A. incana* (L.) DC. (F 2): **Bd** Säckingen—Wallbach (L 33); **Bö** Reichenberg (M 48): **N** Löbau (A 79): **Schw** (F 2); Bleniotal (R 34): var. *sericea* **Schw** Valle Maggia (S 75, 76), Val Campo: Collinasca (S 71). Freiburg (J 30). *A. glutinosa* (L.) Gaertn. **Ps** Cybinagrund (P 28): **Bö** Prag (H 28): **St** Kroisbach b. Graz (H 56); f. *laciniata* W. **Sl** Reichenbach (S 77): f. *humilis* **Hc** (R 14). *A. serrulata* Willd. **Me** Stargard (K 38). *A. glutinosa* × *incana* **Hc** (R 14): **E** (J 45) *A. incana* × *viridis* **Schw** Bleniotal: Campra (K 19, S 71).

Salix (C 7, 8, R 48a; **Me** (T 25): **Sl** (P 4): **Hc** Osterfeld (K 70), Weimar (K 70, 72), Großheringen (K 72): **Mr** Speier (V 6): **B** (M 52, T 27); **Bö** (T 24): **M** (P 4); **O** (P 26): **Schw** (M 51). Berner Oberland (F 25). *S. pentandra* L. **Os** Erzgebirge (S 61). *S. fragilis* L. **Ps** Alt-Boyen (V 32): **Schw** Zürich (S 25). *S. alba* L. **Op** Heydekrug (F 89): **St** Murau (H 56): var. *typica* subvar. *vulgaris* f. *coerulea* A. Meyer (1900) **B** Regensburg (P 53). *S. acutifolia* Willd. **Op** Johannisburg (K 4). *S. daphnoides*

L. **Mr** Zweibrücken (T 42): var. *latifolia* Kern. **B** Dingolfing (P 53). *S. pulchra* Wimm. **Bö** Hirschberg (P 48). *S. purpurea* var. *helix* Koch **B** Waltenhofen (P 53): forma *styliger* A. Meyer **B** Regensburg (P 53). *S. purpurea* var. *gracilis* Wimm. **Schw** Tessin (C 30). *S. purpurea* var. *typica* f. *furcata* A. Meyer (1900) **B** Regensburg (P 53): f. **tenuijulis** A. Meyer **B** Nürnberg (P 53). *S. viminalis* L. **Hc** Windischholzhausen (R 14): **S** Seeach am Attersee (V 9): var. *vulgaris* A. Kern. subvar. *Hudsoni* A. Meyer (1900) u. var. **tenuifolia** f. **monstrosa** **B** Regensburg (P 53). *S. incana* Schrank **St** Puntigam b. Graz (H 56): **Kr** (P 12). *S. cinerea* L. **Bö** Reichenberg (M 48); **K** Raibl, Seebach (S 2): var. **subcordata** f. **monstrosa** A. Meyer **B** Regensburg (P 53). *S. nigricans* L. **Op** Insterburg (A 38), Johannisburg (K 3): var. *vulgaris* subvar. *glaucescens* f. *trichosticha* A. Meyer (1900) und var. *obovata* f. *eriocarpa* A. Meyer (1900) **B** Regensburg (P 53). *S. Silesiaca* Willd. **M** Tisnavy b. Čeladnica (G 36). *S. grandifolia* Ser. **B** Bayerischer Wald (P 27); **St** St. Peter-Freienstein (F 68): **Schw** Berner Oberland (F 25). *S. Caprea* **Sw** Röm (J 1); **B** Pommelsbrunn (S 125): **Schw** Berner Oberland (F 25). *S. Caprea* L. f. *androgyn* **Schw** Albisstraße, Sihltal (S 67); *elliptica* f. **Op** Johannisburg (K 4): f. *orbicularis* **Op** Johannisburg (K 4): var. *latifolia* subvar. **ovata** f. **monstrosa** A. Meyer **B** Waltenhofen (P 53). *S. myrtilloides* L. **Op** Franzosensee (A 17), **Wp** Weichselgelände (S 53), Löbau (P 81): var. *Finmarchica* Fries (1832) (*palustris* Hartm. 1838) **Wp** Löba (P 81). *S. repens* L. **Bd** Oberwihl (L 33); **B** Nürnberg (G 66): **Bö** Krumau (P 9); f. **microphylla** P. Junge **Sw** Stormarn (J 48); var. *argentea* Sm. **Op** Ostseestrand (A 9); **Wp** Eulenbruch b. Heubude (K 6), Ostseestrand (A 9): **Ns** Ilmenaugebiet (P 38): f. *rosmarinifoli* Koch **Wp** Ostseestrand (A 9), Eulenbruch b. Heubude (K 6): **Ns** Ilmenaugebiet (P 38): var. *fusca* Gremli **T** Innsbruck (M 101 *S. rosmarinifolia* L. **Sw** Hamburg: Langenlesten (P 34). *S. livid* Wahlenb. **Op** Heydekrug (F 89, 90), Johannisburg (K 4). *S. lapponum* L. **Op** Heydekrug (F 90), Ragnit (P 72). *S. Helveti* Vill. **St** Winterleitental (F 61). *S. glauca* L. **Schw** Tessin (C 2 R 34). *S. myrsinites* L. **Schw** Berner Oberland (F 25). *S. reticul* L. (F 26) f. minor **Schw** Piz Beverin (B 130). *S. retusa* L. **St** Judenburg (F 61): **Schw** Vallée de Joux, mehrfach (A 117, R 34 var. **rotundato-obovata** R. Keller **Schw** Bleniotal: Costa 2400 (K 19, S 71). *S. serpyllifolia* Scop. **St** Zirbitzkogel (F 61). *S. herbacea* L. (T 26) **Schw** Verzasca (C. 26). *S. alba* × *amygdal* (*S. undulata* Ehrh.) **Op** Insterburg (L 24): **Ns** Osnabrück (M 68). *S. alba* × *fragilis* (*S. rubens* Schrank) **Op** Johannisburg (K 4

Rosenberg (P 76). *S. alba* × *pentandra* (*S. hexandra* Ehrh.) **Op** Insterburg (L 24). *S. amygdalina* × *purpurea* (*S. mollissima* Ehrh.) **Os** Pirna (S 58). *S. amygdalina* × *viminalis* (*S. multiformis* Döll) **Op** Insterburg (L 24). *S. aurita* × *caprea* (*S. Capreola* Kern.) **B** Regensburg (P 53); **Bö** Jungbunzlau (P 48). *S. aurita* × *cinerea* (*S. auritaeformis* A. Meyer [1900]) **B** Regensburg (P 53); *S. aurita* × *cinerea* (*S. multinervis* Döll) **Op** Insterburg (L 24); **Hc** Erfurt (R 13). *S. aurita* × *grandifolia* (*S. limnogena* A. Kern.) **St** Spital a. S. (H 56, R 5). *S.* **aurita** × **myrtilloides** f. **submyrtilloides** (*S.* **Preussiana** Abromeit) **Wp** Weichselgelände (S 53). Löbau: Weißenburger Moor (A 27, P 81); *S. aurita* × *nigricans* (*S. coriacea* Schleich.) **Op** Jnsterburg (L 24); **Sl** Warmbrunn (S 77); **St** Greith b. Weichselboden (N 25). *S. aurita* × *repens* (*S. ambigua* Ehrh.) **Wp** Löbau (P 81), Rosenberg (P 76). *S. aurita* × *rosmarinifolia* (*S.* **Sonderiana** P. Junge) **Sw** Lauenburg (J 48), Hamburg: Langenlehstener Moor (P 35). *S. aurita* × *viminalis* (*S. fruticosa* Döll) **B** Nürnberg (S 132). *S.* **caesia** × **nigricans** (*S.* **Lindaueri** A. Mayer) **Schw** Sils (M 51). *S. caprea* × *cinerea* (*S. Reichardtii* A. Kern.) **B** Regensburg (P 53); **M** Kohoutowitz (W 37). *S. caprea* × *cinerea* (*S.* **Gillensis** f. **monstrosa** A. Meyer) **B** Regensburg (P 53). *S. caprea* × *cinerea* (*S.* **semicinerea** f. **monstrosa** A. Meyer) **B** Dingolfing (P 53). *S.* **caprea** L. × **daphnoides** Vill. (*S.* **Neoburgensis** Erdner) **B** Neuburg a. D. (E 23). *S. caprea* L × *incana* Schr. *S.* (*Seringeana* Gaud.) **B** Neuburg a. D. (E 23). *S. caprea* × *pulchra* (*S. Figerti* Camus) **B** Nürnberg (S 132). *S. caprea* × *purpurea* (*S. Mauternensis* A. Kern.) **B** Regensburg (P 55). Isargebiet (G 20), **N** Hermannskogel (H 16); **St** Lieboch (F 69). *S. caprea* × *purpurea* (*S. Wimmeriana* Gr. et G.) **St** Lieboch (F 69). *S. caprea* × *repens* (*S. Laschiana* H. et W.) **Op** Johannisburg (K 4); **Ns** Osnabrück (M 68); **B** Nürnberg (S 132). *S. cinerea* × *pulchra* **B** Nürnberg (S 132). *S. cinerea* × *viminalis* × *Caprea* (*S. Calodendron* Wimm.) **Bö** Jungbunzlau (P 48). *S. cinerea* × *viminalis* × *Caprea* (*S. dasyclados* Wimm.) **Op** Heydekrug (F 89). *S. caprea* × *viminalis* (*S. intermedia* A. Meyer) (1900) **B** Regensburg (P 53). *S.* (*caprea* × *viminalis*) × (*purpurea* × *viminalis*) **B** Regensburg (P 53). *S. daphnoides* Vill. × *purpurea* L. (*S. calliantha* J. Kern.) **B** Neuburg a. D. (E 23). *S. fragilis* × *alba* (*S. excelsior* Host 1828, *S. Russeliana* Koch 1828) **N** Seitenstetten (H 11); **St** Ölberg b. Graz (F 82). *S. fragilis* × *triandra* (*S. speciosa* Host) **M** Pausram (W 37). *S. glabra* × *incana* (*S. glaucovillosa* Handel-Muzzetti) s. *S. incana* × *nigriscens*. *S. grandifolia* × *cinerea* (*S. scrobigera* Wolosz.) **St** Saarstein, Aussee, Grundlsee, Sommersberghügel (R 5). *S. grandifolia* × *purpurea* (*S. neriifolia* Schleich.) **St** Aussee (R 5). *S.* **hastata** × **Waldsteiniana** (*S.* **curiensis**

J. Braun) **Schw** Arosa: Carmennapaß (B 129, R 34). *S. herbacea* × *reticulata* (*S. onychiophylla* Anderss.) **T** Seiseralpe (T 26). *S. incana* × *cinerea* (*S. capnoides* A. Kern) **N** Freiland-Türnitz (H 16). *S.* **incana** × **nigricans** (non *S. glabra* × *incana*) (*S.* **glaucovillosa** Handel-Muzetti) **N** Türnitz — St. Aegid (H 13, 15, D 23). *S. incana* × *purpurea* (*S. Wichurae* Pokorny) **N** Helenental b. Baden (H 16). *S. myrtilloides* × *aurita* (*S. rugulosa* Anderss.) **Wp** Löbau (P 76). *S. nigricans* × *cinerea* (*S. Vaudensis* Forbes) **St** Krungl b. Mitterndorf (H 49). *S. sub-purpurea* × *cinerea* (*S. sordida* Kern.) **N** Seitenstetten (H 11). *S. purpurea* × *repens* (*S. Doniana* Sm.) **B** Regensburg (P 53). *S. purpurea* × *repens* (*S. linearis* (Anderss.) A. Meyer 1900) **B** (P 53). *S. purpurea* × *repens* (*S. microphylla* A. Meyer et Petzi 1900) **B** Regensburg (P 53). *S. purpurea* × *repens* (*S. subpurpurea* A. Meyer et Petzi 1900) **B** Regensburg (P 53). *S. purpurea* × *rosmarinifolia* **St** Aussee (R 5). *S. purpurea* × *viminalis* (*S. rubra* Huds.) **Hc** (R 14); **E** Bionville (B 10); **St** Murau (H 56). *S.* **serpyllifolia** × **arbuscula** (*S.* **relicta** Murr) **T** Seefeld (M 98). *S. triandra* × *viminalis* f. *Trevirani* (*S. paralanceolata* Schatz) **Op** Königsberg (T 17). *Populus alba* L. **Ns** Norderney (S 12). *P. tremula* L. **Kr** (P 12). *P. nigra* L. **Op** Heydekrug (F 89); **N** Lobau (A 79); **Kr** (P 12); **Schw** Ollon (A 86). † *P. balsamifera* L. **Hc** Erfurt (R 13); **Schw** Zürich (N 11). *P. alba* × *tremula* (*P. canescens* Ait.) **B** Bogenhausen—Föhring (V 20); **St** Puntigam—Abtissendorf (F 48).

Myrica gale L. (*M. cerasifera* auct.) **Op** Thyrusmoor (A 28); **Wp** Nickelswalde—Pasewack (A 93), Binnennehrung (P 73); **Me** Schwerin (K 66); **Ns** Illmenaugebiet (P 38).

† *Elodea canadensis* Rich. et Michx. **Mr** Zweibrücken (T 42); **E** Mosel b. Metz (B 10); **N** Seitenstetten (H 11); **St** Puntigam (H 56); **Schw** Solothurn etc. (P 83, L 50, R 34), Locarno (S 76), Freiburg (J 29). *Vallisneria spiralis* L. **Schw** Locarno: Langensee, Verzasca, Tessin, Palanza (S 76, R 34). *Stratiotes aloides* L. **Wp** Deutsch-Krone (L 41); **Ps** Alt-Boyen (V 32); f. *longifolia* **Op** Frisches Haff (P 22). *Alismataceae* (B 144). *Alisma Plantago* var. *lanceolatum* With. **Hc** Erfurt (R 50); **Schw** Solothurn (L 50). *A. ranunculoides* L. **Ns** Ilmenaugebiet (P 38); **L** Parenzo (C 2). *A. Michaletti* A. et G. **Schw** Tessin (C 22); f. **pumilum** P. Junge **Sw** Stormarn (J 48). *A. arcuatum* Michal. **N** Lobau (T 1). *Sagittaria sagittifolia* L. **Op** Johannisburg (F 91); **B** Isargebiet (G 20); **Schw** Solothurn (P 83, R 34), Oberer Zürichersee, Alte Linth, Yverdon (S 67); var. *vallisneriifolia* Coss. et Germ. **Op** Johannisburg (F 91); **Schw** Oberer Zürichersee, Alte Linth, Yverdon (S 67); f. *Bollei* **Sw** Mönchteich (P 35).

Butomaceae (B 145). *Butomus umbellatus* L. **Mr** Zweibrücken (T 42); **B** Isargebiet (G 20); **Schw** Engstringen b. Zürich (S 67, N 7); f. **albiflorus** Frommann **Ms** Elbstrom bei Wittenberge (F 86).

Scheuchzeriaceae (B 143). *Scheuchzeria palustris* L. **Op** Johannisburg (K 3, 4), Heydekrug (F 89); **Wp** Steegen (P 70), Rosenberg (P 74); **Sw** Hamburg (P 33); **Schw** (F 88) Aux Embreux, Les Veaux (R 34), Berner Oberland (F 25). *Triglochin maritima* L. **Sw** Eidergebiet (R 16); **M** Auspitz (W 39). *T. palustris* L. **Schw** Berner Oberland (F 25).

Potamogeton **Mr** Speier (V 6); **B** (F 23). *P. natans* L. **Ns** Osnabrück (M 68); var. *sparganiifolius* Almquist **Schw** Linth b. Grynau (S 67), Andelfingen (N 7). *P. fluitans* Roth **Ns** (B 147); **E** (J 45); **B** Kreußen (S 125); **Schw** Aargau: Würenlos (S 67). *P. alpinus* Balbis (*P. rufescens* Schrad.) **Op** Heydekrug (F 89), Johannisburg (F 91); **Schw** Berner Oberland (F 25), Tessin (C 31); var. *obscurus* Aschers. **St** Hochschwab (N 25), Sackwiesensee am Hochschwab (H 56). *P. coloratus* Vahl (*P. plantagineus* Du Croz) **R** Unterbach b. Hilden (H 5); **E** Rheinebene (J 45). *P. polygonifolius* Pourret **Os** Radeburg, Königsbrück, Chemnitz (S 59); f. **terrester** P. Junge **Sw** Stormarn, Eiderstedt (J 48). *P. gramineus* L. **Ns** Osnabrück (M 68); var. *homophyllus* **St** Grundlsee, Oedensee (R 5); var. *heterophyllus* (Schreb.) Fries **Op** Johannisburg (K 4); **Me** Stargard, Ratzeburg (K 38); **St** Grundlsee (H 56). *P. Zizii* M. et K. **Os** Pirna, Zschorna (S 59); **Wb** Schmiechener See (E 12); **Schw** Berner Oberland (F 25), Alte Linth, Züricher See (S 67, 82). Wald von Zürich (N 7). *P. nitens* Weber **Ns** 0 (B 147). Hannover (B 123); **Schw** Wollishofen (N 7). *P. lucens* var. *cornutus* Presl **St** Altaußeer See (R 5); var. *acuminatus* Schum. **Sw** Trittau (P 35). *P. praelongus* Wulf. **Me** Stargard (K 38); **Ns** Hannover (B 123); **Schw** Lac des Tallières (T 33). *P. perfoliatus* L. **St** Sackwiesensee (N 25). Grundlsee (F 61); **Schw** Locarno (S 76, 82). Berner Oberland (F 25); f. **densifolius** Schroet. et Wilcz. **Schw** Locarno (S 76, 82). *P. crispus* L. **Ns** Osnabrück (M 68); **St** Sann b. Cilli (H 56); **Schw** Locarno (S 76). Lac des Tallières (T 33). Berner Oberland (F 25). *P. compressus* L. **Schw** Lac des Tallières (T 33). *P. acutifolius* Link **Op** Heydekrug (F 90); **T** Salurn (M 90); **Schw** Mördersee (N 9). Andelfingen (N 7). *P. obtusifolius* M. et K. **Os** (S 59); **Schw** Lac des Tallières (T 33). *P. rutilans* Wolfg. **Ns** (B 147). *P. pusillus* L. **Bd** Freiburg (T 5); **B** Altenkünsberg (S 125); **Schw** Locarno (S 76, 82). Züricher Oberland (N 7); var. *tenuissimus* **B** Cadolzburg (S 121). *P. trichoides* Ch. et Schl. **Ps** Gurkasee (P 28). *P. pectinatus* L. **Hc** Thüringen (R 51); **St** Grundlsee (F 61); var.

scoparius **B** Sulzkirchen b. Freistadt (S 121). *P. marinus* **Me** Feldberg (K 38). *P. filiformis* Pers. **Op** Cruttinnen (B 95), Johannisburg (K 4). *P. densus* L. **Mr** Batzhausen (S 121). *P. crispus* × *praelongus* **Sl** Reuthau b. Primkenau (S 77). *P. gramineus* × *polygonifolius* **Sl** Warthaer Jungfernteich (S 77). *P. lucens* × *perfoliatus* (*P. decipiens* Nolte) **Wp** Löbau (L 24); **N** Prater b. Wien (K 16); **Schw** Türlersee (N 7). *P. lucens* × *praelongus* **Op** Johannisburg (K 4). *P. pusillus* × *Berchtoldi* Fieber **Os** Dresden (S 59). *Ruppia maritima* L. **Sw** Röm (R 16). *Zannichellia palustris* L. **Ps** Wolfsmühle (P 28); **M** Adamstal—Blansko (W 33); var. *aculeata* Schur **Bö** Kralup (D 36); var. *repens* Koch (*Z. tenuis* Reuter) **Schw** Züricher See: Aabach, Schmerikon (S 67), Locarno (S 76, R 34).

Najas major All. (*N. marina* L. pp.) **Op** Cruttinfluß, Mockersee (H 105). **Wp** Löbau (P 76); **Ps** Gurkasee (P 28); **B** Seefeld b. Starnberg (V 25); **Schw** Locarno (S 76). *Zostera marina* L. **P** Thiessow a. Rügen (G 71); **Sw** Röm (R 16).

Lemna trisulca L. **B** Isargebiet (G 20); **Schw** Buckatensee (N 9). *L. polyrrhiza* L. **Hc** Erfurt (R 13); **B** Isargebiet (G 20), Pilsting, Dorfweiher, Dorfgraben (G 19); **Bö** Krumau (P 9); **Schw** Grossee (N 9). *L. minor* var. **latiuscula** Domin **Bö** Strašice (D 36); f. **leptophylla** Domin **Bö** Cirkvice (D 26). *L. gibba* L. **Wp** Linau (L 46); **B** Isargebiet (G 20). *L. arrhiza* **H** Altwasser d. Mains b. Frankfurt (A 105).

Typha angustifolia L. **Ns** Ilmenaugebiet (P 38); **Hc** Erfurt (R 50), Thüringen (R 51); **Schw** Tessin (C 30); f. **distachya feminea** P. Junge **Sw** Pinneberg (J 48). *T. latifolia* L. **Sw** Röm (J 4); **Hc** Thüringen (R 51); **Mr** Zweibrücken (T 42); **St** Kroisbach b. Graz (H 56); **Schw** Berner Oberland (F 25); f. **distachya feminea** P. Junge **Sw** mehrfach (J 48). *T. Shuttleworthii* Koch et Sonder **Schw** Aabach b. Schmerikon (S 67), Solothurn (L 50), Küßnachter Tobel (N 7). *T. minima* Funck **B** Tittmoning (V 21), Oberaudorf, Brannenburg (V 20); **Schw** Rheineck (L 43), Ragaz (S 27). *T. angustifolia* × *latifolia* **Hc** Thüringen (R 51). *T. latifolia* × *Shuttleworthii* **Schw** Zürich (S 27), Altstetten (S 167, N 4).

Sparganium **M** Olmütz (R 21). *Sp. simplex* Huds. **St** Wundschuh (F 63); **K** Wolfsberg (B 56); **Schw** Mördersee (N 9). *Sp. minimum* Fries (*Sp. natans* auct.) **Op** Johannisburg (K 3), Heydekrug (F 90); **Ns** Ilmenaugebiet (P 38); **Hc** Bechstedt (R 52); **Mr** Zweibrücken (T 42); var. *flaccidum* A. et Gr. **Op** Johannisburg (K 4); **B** Nürnberg (G 66). *Sp. neglectum* Beeby **Sw** Poppenbüttel, Lübeck (P 34); **M** Olmütz (R 21). *Sp. affine* Schnitzlein **B** Schwarzensee (H 69); **Schw** Graubünden mehrfach (S 67). Piz

Beverin (B 130); Berner Oberland (F 25); var. *Borderi* **E** Vogesen (J 45). *Sp. ramosum* × *simplex* **Sl** Liegnitz (S 79, F 15).

Arum maculatum L. **Sw** Hamburg (P 32); **Hc** Halle (F 28); **N** Anninger (A 74); **S** Atter- u. Mondsee (V 9). *A. italicum* Mill. **T** Arco (M 98). *Calla palustris* L. **Wp** Deutsch-Krone (L 41); **Br** Frankfurt (B 121); **Ps** Alt-Boyen (V 32); **Mr** Zweibrücken (T 42); **B** Weilheim (V 20); **St** Sulmtal i. St. Martin (F 78). *Acorus Calamus* L. **B** Isargebiet (G 20); **St** Neuschloß—Teich (F 63); **Schw** Solothurn (L 50).

Orchidaceae (M 70, S 109, 110, 111) **Hc** Eisenach (B 84), Jena (S 110), Thüringen (S 111); **Bd** (N 20); **B** Erlangen (L 35); **O** Steyr (P 20); **L** Lussin (F 34); **Schw** Genf (C 20). *Orchis* **B** (F 36, V 25). *O. purpurea* Huds. (*O. fusca* Jacq.) **Mr** Speier (V 6), Zweibrücken (T 42); **Wb** Steinheim a. M. (E 11); **St** Pristova (F 61); **L** Lussin (W 55); var. *moravica* Jacq. **M** Marsgebirge (W 36); var. *triquetra* Beck **M** Löscher Wald (W 36). *O. militaris* L. **Sw** Itzehoe ? (H 64); **Mr** Speier (V 6), Zweibrücken (T 42); **N** Lobau (A 79); **St** Spielfeld, Rakersburg (F 78). *O. Simia* Lam. (*O. tephrosanthes* Vill.) **L** Pola (W 55); **Schw** Genf (M 10). *O. variegata* All. **L** Lussinpiccolo (W 55). *O. tridentata* Scop. **Hc** Sonneberg (E 3); **St** Krems a. d. Kainach (F 55), Pristova (F 61). *O. ustulata* L. **Bö** Kruman (P 9), Reichenberg (M 48); **N** Lobau (A 79); **St** Krems a. d. Kainach (F 55), Sachsenfeld (F 68); **Kr** (P 12). *O. coriophora* L. (L 44) **Op** Johannisburg (K 4); **Br** Finkenkrug b. Berlin (L 44); **B** Isargebiet (G 20); **K** Rabenstein (B 56); **Kr** (P 12). var. *fragrans* Gren. et Godr. **Bö** Vsetaty (D 36). *O. globosa* L. **Bd** (E 15); **Wb** (E 15); **Schw** Schindelbergerhöhe (N 4). *O. morio* L. **Op** Heydekrug (F 89); **N** Lobau (A 79); **St** Fölling b. Graz (F 61); var. *incarnata*, *albiflora*, *albicans* **B** Marloffstein—Ebersbach (L 34); var. **gigas** Podp. **Bö** Jungbunzlau (P 48). *O. picta* Lois. monstr. *calcarata* **T** Meran (M 104). *O. pallens* L. **Ms** Meiningen, Coburg (E 3); **B** Isargebiet (G 20); **St** Pristova (F 61); **Kr** (P 12); **L** Parenzo (C 2); **Schw** Castels (B 130), Solothurn (L 50). *O. provincialis* Balbis **L** Pola (W 55); **T** Bolognano (M 90). *O. mascula* L. **Op** Ragnit—Tilsit (L 22), Heydekrug (F 89); Alletal (A 23); **Os** Voigtland (S 61); **B** Isargebiet (G 20); var. *obtusiflora* Koch **N** Seitenstetten (H 11); var. *Stabiana* Rchb. f. **Schw** Tessin (C 19); var. *speciosa* Koch **Bö** Radelstein (D 36); **M** Brünn (W 36); **Schw** Tessin (C 19); var. *rosea* Goiran **Op** (P 72). *O. laxiflora* Lam. **Kr** (P 12); **Schw** Genf: Sionnex (S 71). *O. palustris* Jacq. **Br** Parsteiner See (S 106); **Schw** Genf: Troinax (S 71); var. **micrantha** Domin **Bö** Velenka (D 36). *O. sambucina* L. **Bd** Nessellache (H 128); **B** (P 53); **Bö** Krumau (P 9);

St Bachergebirge (F 71), Judenburg (F 68); **Kr** (P 12); **Schw** Wallis (P 6); var. *bracteata* M. Schulze **Bö** Babina (D 36); var. *purperea* Koch **K** Koralpe (B 56); var. *incarnata* Willd. **Os** Voigtland (S 61). *O. maculata* L. **Wp** Weichselgelände (S 54); **B** Neunkirchen (S 123); **St** Rudenza (F 61), Vordernberg (F 68) f. *Meyeri* Rchb. f. **Wp** Rosenberg (P 76); **Schw** Tessin (C 19); var. *sudetica* Poech **Schw** Tessin (C 30); var. **elabiata** R. Keller **Schw** Lukmanier: Alpe di Croce 2100 m (K 19, S 71); var. *helodes* (Griseb.) Rchb. f. **Sw** Hamburg (P 33); **Schw** Tessin (C 11). *O. latifolia* L. **Op** Tilsit—Ragnit (F 93); **Wb** Buchau (E 10); **B** Berchtesgaden (R 46); **St** Pristova (F 61); **Schw** Val des Dix (P 5), Solothurn (L 50), Berner Oberland (F 25). *O. Ruthei* M. Schulze **P** Swinemünde (D 21). *O. incarnata* L. **Op** Johannisberg fl. albo (K 4), **Wp** Löbau fl. albo (P 81); **B** Isargebiet (G 20); **St** Wundschuh (F 63); var. *ochroleuca* Wüstney **Sw** Hemmelsdorfer See (P 35); var. *foliosa* Rchb. f. **Wp** Löbau (P 81); **Sw** Hemmelsdorfer See (P 35); **Bö** Vsetat im mittl. Elbetal (D 45); var. *generensis* Klinge **Schw** Genf: Chancy (C 20). *O. Traunsteineri* Sauter (*O. angustifolia* Rchb.) (V 22) **Op** Rominter Heide (A 7), Johannisburg (K 3); **Wp** Nickelswalde—Pasewark (A 93), Stargard (P 69), Löbau (P 81); **E** Rheineben (J 45); **B** Mähring (V 21); **Schw** Genf: Archamp (C 20), Tessin (C 19), Solothurn (L 50), Zürich: Hoherhone—Utokette—Knonaueramt, Züricher Oberland, Lägern (N 7); var. *Friesii* Klinge **K** Sattnitz, Freistritz (B 56). *O. coriophora* L. var. *fragrans* Poll. × *picta* Lois. **L** Medolino (W 55); **T** Vigolo-Vattaro (M 90); **Schw** (M 90). *O. fusca* × *militaris* **Ns** Hannover: Sack (B 125). *O. incarnata* × *latifolia* (*O. Aschersoniana* Hausskn.) **B** mehrfach (V 25); **Bö** Velenka (D 36); **Schw** Genf: Lossy (C 20, S 67). *O. incarnat* × *latifolia* × *maculata* **Schw** Genf: Lossy, Chancy (C 20, S 67). *O. incarnata* L. × *maculata* L. **Wp** Löbau (P 81, L 24); **B** Mährin (V 25); **Schw** Genf: Lossy (C 20, S 67). *O. incarnata* × *Traunsteineri* **Wp** Löbau (P 81, L 24) **Schw** Sentier, Vallée de Joux (C 2 S 67). *O. latifolia* × *maculata* (*O. Braunii* Halácsy) **B** Mährin (V 25); **Bö** Keilberg—Gottesgab (D 36); **St** Lassnitz (F 7 Schneealpe (H 47); **Schw** Tessin (C 19), Genf: Saint Cergues (C 2 S 67). *O. latifolia* L. × *sambucina* L. (*O. monticola* K. Richter) **B** Tegernsee, Ludwigsfeld (F 36); **Bö** Kundratitz (D 36). *O. latif* × *Traunsteineri* **Schw** Genf: Archamp (C 20, S 67). *O. maculata* × *Traunsteineri* **Schw** Genf: Archamp (C 20, S 67). *O. mascula* × *morio* **Schw** Lägern (N 7). *O.* **militaris** L. > × **morio** L. ssp. **picta** (Lois.) (*O.* **Ladurneri** Murr) **T** Meran, Mals (M 102). *O. militaris* × *purpurea* (*O. Jacquinii* Godr.) **Sw** Alefeld: Sack (A 60); **E** Ste

Pontoy (B 10); *O. purpurea* × *Rivini* **Ms** Meiningen (E 3). *O. purpurea* × *Simia* **E** (J 45). *O. Traunsteineri* Sauter × *latifolia* L. **B** Moos (V 25). *O. tridentata* × *ustulata* (*O. Dietrichiana* Bogenh.) **St** Krems a. d. Kainach (F 55), Rohrerberg b. Graz (F 79), Kainach (F 66). *Anacamptis pyramidalis* (L.) Rich. **Ns** Osnabrück (M 68); **Bd** mehrfach (L 33); **B** Mamming (G 18); **M** Klobouček (W 28); **St** Praßberg (H 56), Pristova (F 61); var. *tanayensis* Chenev. **Schw** Untervaz (B 129, R 34). *Gymnadenia conopea* (L.) RBr. **Op** Johannisburg (K 4); **Wp** Löbau (P 76); **Ns** Geestemünde (P 40); **St** Pristova (F 52); **K** St. Paul i. L. (B 56); **L** Parenzo (C 2); **T** Gschnitztal (H 19), Ratzes (J 46). *G. densiflora* (A. Dietrich) **Op** Rominter Heide (A 7); **Wp** Löbau (L 23). *G. odoratissima* (L.) Rich. **Op** Rominter Heide (A 7), Insterburg (P 72), Insterburg—Goldap (L 20). *G. albida* (L.) Rich. **B** Bayerischer Wald (P 27), Arber (H 65); **M** Wermsdorf (N 21); **St** Reichardt (K 22); **Schw** Hoherohne (N 4); var. *tricuspis* Beck **Schw** Tessin (C 19). *G. cucullata* (L.) Rich. **Op** Johannisburg (K 3). *G. nigra* (L.) Wettst. (*Nigritella angustifolia* Rich.) **Bd** Bonndorf (E 15); **St** Brandriedl b. Schladming (H 56), Pflegalm (F 61); **Schw** Maladerser Heuberge (B 130). *G. rubra* Wettst. **St** Pflegalm (F 61), Tragöß (F 68); var. **Stiriaca** Reching. **St** Saarstein b. Aussee (R 5). *G. conopea* × *G. nigra* (*Nigritella suaveolens* Koch) **B** Schachen (H 68); **Schw** Maladerser Heuberge (B 130). *G. conopea* × *Orchis incarnata* **Wp** Löbau ? (P 81); **B** Schäftlarn (V 20). *G. conopea* × *Platanthera bifolia* **Schw** Peney, Ct. Genf (L 19). *G.* **conopea** × **Platanthera bifolia** (*G.* **Chodati** Lendner) **Schw** Peney b. Genf (K 18, L 19, S 71). *G. nigra* × *odoratissima* (*Nigritella Heufleri* Kern.) **Schw** Castiel 1800 m (B 129). *G. odoratissima* × *Coeloglossum viride* (*G. Strampfii* Aschers.) **Schw** Freiburg (J 30). *G. rubra* Wettst. × *conopea* **Schw** Langerheide (S 71). *Himantoglossum hircinum* Spreng. **L** Dolenjavas—Luppoglava, Luppoglava (W 55); **Schw** (N 7), Twann 500 m (B 12, R 34), Solothurn (L 50), Aargau (N 7), Chatollier (T 34). *Coeloglossum viride* (L.) Hartm. **Op** Ragnit—Tilsit (L 22); **Bd** Nesselache (H 128); **B** Nürnberg (G 66); **Bö** Reichenberg (M 48); **St** Drahtekogel (K 55); **Kr** (P 12); **Schw** Genf: Roëlban (S 71), Pfannenstiel (N 4), Hütten (N 7); var. *bracteatum* Rchb. f. **St** Hühnerkaar (K 22). *Coeloglossum viride* × *Orchis maculata* (**Orchis mixta** Domin) **Bö** Kleiner Teich (D 25). *C. viridis* (L.) × *Orchis incarnata* L. **B** Tegernsee (F 36). *Platanthera bifolia* (L.) Rchb. **Op** Heydekrug (F 89); **Wp** Deutsch-Krone (L 41); **Br** Frankfurt (B 121); **Ps** Alt-Boyen (V 32); **Wb** Ulm (H 33); **B** Bayerischer Wald (P 27); **St** Spielfeld—Rakersburg (F 78), Neuberg, Maria

Neuschnee, Hothenegg (H 56). *P. chlorantha* Custer (*P. montana* Schmidt) **Op** Wartnicken (A 12), Johannisburg (K 4); **Bd** Murgtal (L 32); **Wb** Finsterlohr (E 9); **B** Isargebiet (G 20); **M** Hadiberg (W 36); **St** Rudenza (F 61). *Ophrys myodes* (L.) (*O. muscifera* Huds.) **B** Isargebiet (G 20); **St** Lankowitz (F 61), St. Veit ob Waldegg (F 68), Gratwein: Kugelberg (F 79), Schneealpe (H 47); **Schw** Berner Oberland (F 25). *O. aranifera* Huds. **B** Isargebiet (G 20); **Schw** Calanda (B 129), Berner Oberland (F 25), Wasterkingen (N 7), Lägern b. Zürich, Oetwil (N 4), Freiburg (T 5); var. *virescens* **E** Vogesen (J 45); var. **euchlora** Murr **T** Arco (M 101); var. *specularia* Rchb. **T** Vigolo-Vattaro (M 90). *O. fuciflora* Rchb. f. (*O. arachnites* Murr) **B** Isargebiet (G 20); **St** Sachsenfeld (F 52), Trifail (K 46); **Schw** Tessin (C 19), Hauterive, Saint Blaise (T 34), Berner Oberland (F 25); und var. *intermedia* und var. *flavescens* **E** Vogesen (J 45). *O. apifera* Huds. **St** Pristova (F 61); **L** Pola (W 55); **Schw** Chatollion, Hauterive, Saint Blaise (T 34). *O.* **ambusta** Picard **Hc** Olenburg b. Sondershausen (P 31). *O. Beyrichii* f. **atava** Murr **T** Gardasee (M 74). *O. cornuta* Steven **L** Pola, Lussin (W 55). *O. fusca* Link **L** Pola (W 55). *O.* **Muellneri** Fleischmann **L** Lussin piccolo (F 34). *O.* **Ripaensis** Porta **T** Riva: Monte Brione (P 65). *O. Tommasinii* Vis. **L** Pola, Lussin (W 55). *O. arachnites* × *aranifera* **Schw** Erlisbach b. Aarau (S 71). *O. aranifera* × *myodes* (*O. hybrida* Pokorny) **N** Melk (F 79); **Schw** Wasterkingen (N 7). *O.* **Bertolonii** × **aranifera** (*O.* **dissecta** Murr) **T** Gardasee (M 74). *O.* **Bertolonii** × **atrata** (*O.* **lyrata** Fleischm.) **L** Lussin piccolo (F 34). *Chamaeorchis alpina* Rich. **B** Schachen (H 68), Berchtesgaden (R 46); **Schw** Berner Oberland (F 25). *Aceras anthropophora* (L.) RBr. **Hc** Hildburghausen: Massenhausen 0 (E 3, 4) **L** Pola (W 55); **Schw** (N 7) Twann 500 m (B 12, R 34). *A. anthropophora* × *Orchis militaris* **Schw** Küttigen b. Aarau (S 71). *A. anthropophora* × *Orchis Simia* **Schw** Rolle (S 71). *Herminium Monorchis* (L.) RBr. **Bd** Kenzingen (H 128); **Bö** Krumau (P 9); **St** Pichl—Schladming (H 56). *Serapias Lingua* L. **L** Pola (W 55). *S. parviflora* Parl. **L** Lussin piccolo (F 34). *S. hirsuta* Lap. var. **refracta** Murr **T** Vigolo Vattaro (M 74). *S.* **hirsuta** × **Orchis picta** (*S.* **Garbariorum** Murr) **T** Vigolo Vattaro (M 74). *Epipogon aphyllus* (Schmidt) Sw. (*E. Gmelini* Rich.) **B** Isargebiet (G 20), Velden (E 26), Unternogg. Oberaudorf (V 20); **Bö** Johannisbad (B 8), Krumau (P 9); **M** Wermsdorf (N 21), Bilowitz (W 39); **Schw** mehrfach (S 67), Vallée de Joux (A 117), Rigi über Weggis (B 85), Berner Oberland (F 25). *Limodorum abortivum* (L.) Sw. **Bd** Kenzingen (H 128); **M** Auspitz (W 39); **L** Cigale—Bocca Falsa (W 55); **Schw** Scheid

(B 129). *Cephalanthera alba* (Crantz) Simk. (*C. pallens* Rich., *C. grandiflora* Babingt.) **Wp** Deutsch-Krone (A 11); **Ns** 0 (B 147): **Bd** mehrfach (L 33); **St** Pristova (F 52); **Schw** Berner Oberland (F 25), Tessin (C 19). *C. longifolia* (L.) Fritsch (*C. Xiphophyllum* Rchb. f., *C. ensifolia* Rich.) **Os** Trebnitztal (G 61); **R** Neandertal (H 5); **Mr** Zweibrücken (T 42); **Bd** Säckingen (L 32): **St** Gries (F 78): **Schw** Berner Oberland (F 25). *C. rubra* (L.) Rich. **Op** Johannisburg (K 3, 4); **Wp** Löbau (P 81): **Wb** Ulm (H 32, 34); **B** (P 53) Weilheim, Hengersberg (V 20), Isargebiet (G 20): **Bö** Krumau (P 9): **N** Seitenstetten (H 11): **K** Rudenza (F 61). *Epipactis latifolia* (L.) All. **Op** Cruttinnen (B 94): **Wp** Neidenburg (H 103). *E. viridans* Crantz **Op** Johannisburg (K 3, 4); **Schw** Locarno (C 30). *E. Helleborine* c. *Epipactis varians* Crantz, *Epipactis sessiliflora* Peterm. b. Schulze, *E. Helleborine* 5. *violacea* Reichb. fil. **Wp** Löbau (P 76, L 24): Rosenberg (P 74), Neidenburg (H 103); **Hc** Sachsenburg, Riestal, Mühltal (K 8); **B** Dingolfing (G 19), Isargebiet (G 20): **N** Wiener Sandstein vom Kahlenberg bis zum Wienfluß, Kahlenberg —Preßbaum (F 35); **Schw** Juragebiet (B 77), Solothurn, Basel (M 16); Fällanden (N 4, S 67). *E. rubiginosa* (L.) Gaud. **Op** Johannisburg (K 3); **Wp** Stargard (P 69). *E. microphylla* (Ehrh.) Sw. **Hc** Sachsenburg (K 8), Weimar (T 30), Nordthüringen (K 8): **B** Banz (V 25); **K** Wildensteiner Graben (S 2): **L** Lussin grande: Monte Calvario, Neresine [?] (W 55). *E. palustris* (L.) Crantz **Op** Johannisburg (K 3, 4): **Wp** Neufähr—Heubude (A 91), Deutsch-Krone (L 41); **Ns** Ilmenaugebiet (P 38); **Br** Parsteiner See (S 106): **Hc** Weimar (T 30); **Mr** Speier (V 6); **St** Gratwein (F 64). *Listera ovata* (L.) R.Br. **Op** Heydekrug (F 89): **Bö** Krumau (P 9): **St** Sachsenfeld (F 52); **Kr** (P 12). *L. cordata* (L.) RBr. (L 45) **Op** Johannisburg (K 3); **Ns** Geestemünde (P 40): **Bd** Unteribach, Finsterlingen (L 33), Herzogenhorn (H 128): **B** Oberstdorf (L 45), Oberaudorf (V 20), Randen (E 6); **M** Wermsdorf (N 21): **St** Mautern—Stubenalpe (K 22); **Kr** (P 12). *Neottia Nidus avis* (L.) Rich. **Op** Johannisburg (K 4); **Os** Voigtland (S 61): **Ms** Georgental —Katterfeld (S 7); **Hc** Halle (F 28); **B** Isargebiet (G 20): **T** Ratzes (J 46). *Goodyera repens* (L.) RBr. **Op** Johannisburg (K 3), Rossitten (H 105): **Wp** Bohnsack (A 93), Stargard (K 38), Rosenberg (P 76), Löbau (P 76); **Br** Basdorf—Haimmelstall (S 105); **E** Bitsch (B 10): **B** (P 53), Isargebiet (G 20), Berchtesgaden (R 46), Engeltal (S 121), Oberaudorf (V 20); **St** Reiting b. Kammern (K 22): **Schw** Val de Travers (M 27). *Spiranthes aestivalis* (L.) Rich. **B** Isargebiet (G 20): **Kr** (P 12); **Schw** Kleinbärntwil (S 27). *Sp. autumnalis* (L.) Rich. (*Sp. spiralis* C. Koch) **Sw** Hamburg: Ratzeburg (P 35): **Bd**

Wehr (L 32), mehrfach (L 33); **B** (P 53), Pleinfeld (S 123); **Kr** (P 12); **L** Lussin (W 55); **Schw** Freiburg (J 30, 31). *Coralliorrhiza innata* RBr. **Op** Johannisburg (K 3); **Wp** Nikelswalde—Pasewark (A 93); **Os** Voigtland (S 61); **Ms** Meiningen, Coburg (E 3); **B** Oberaudorf (V 20); **M** Wermsdorf (N 21); **Schw** Liestal (H 81), Graubünden (B 130), Berner Oberland (F 25), Wallis (P 6). *Liparis Loeselii* (L.) Rich. **Op** Johannisburg (K 3); **Wp** Rosenberg (P 74), Löbau (L 24, P 81); **Sw** Hamburg (P 32); **E** Faux-en-Forêt (B 10); **N** Marchfeld (T 4); **Schw** (M 35), Waadt: Prélex 0 (S 71). *Malaxis paludosa* (L.) Sw. **Wp** Löbau (P 76, 81), Eulenbruch b. Heubude (K 6), Stargard (P 69), Rosenberg (P 74); **Ns** Geestemünde (P 40); **E** Haspelscheidt (B 10); **St** Trieben—Gaishorn (K 22). *Microstylis monophylla* (L.) Lindl. **Op** Johannisburg (K 3), Insterburg—Goldap (L 20); **Wp** Löbau (L 24); **B** Oberaudorf, Kiefersfelden, Brünstein (V 20), Berchtesgaden (R 46); **N** Wiener Wald, Königsgraben a. d. Hochkohr (L 38); **St** Aussee (K 60a), Seckau (T 41, K 60a), Freyn (H 2, K 60a), Schneealpe (H 47), Judenburg (F 61); **Schw** Berner Oberland (F 25). *Cypripedium Calceolus* L. **Op** Johannisburg (K 3); **Wp** Löbau (L 23); **Os** Dohna 0 (S 59); **B** Isargebiet (G 20); **M** Löscherwald, Blansko (W 36); **Schw** Vallée de Joux: Combe des Bégnines 1480 m (M 24, R 34), Berner Oberland (F 25), Freiburg (J 30).

Crocus biflorus Mill. **T** Arco (M 98). *C. vernus* (L.) Wulf. **St** Wildoner Buchkogel (F 62), Buchkogel (F 76, 80), Rohitsch-Sauerbrunnen (H 56); **Kr** Laibach (F 51); **L** Parenzo (C 2); **Schw** (R 36). *C. albiflorus* Kit. **O** Hallstadt (F 51); **St** Murauen b. Puntigam (F 13), Murau (H 56), St. Peter—Freienstein (F 68); **Kr** Laibach (F 51); **T** Innsbruck (F 51). *C. Weldeni* Hoppe **L** Prosecco (F 81). *C. reticulatus* Steven **L** Triest (C 2). *Gladiolus palustris* Gaud. **B** (P 53); **Kr** (P 16). *G. illyricus* Koch **Kr** (P 16). *G. imbricatus* L. **Op** Ragnit—Tilsit (L 22); **M** Spornhau (L 8); **N** Siebenbrunn i. M. (T 2). *Iris pallida* Koch? **L** Parenzo (C 2). *I. germanica* L. **Kr** (P 16); **Schw** Solothurn (L 50). *I. sambucina* L. **B** Arnsberg, Weidnitz—Burgkundstadt (V 25); **Kr** (P 16). *I. variegata* L. **B** Isargebiet (G 20); **K** Wolfsberg (B 56). *I. Pseudacorus* L. **Mr** Speier (V 6); **Kr** (P 16). *I. sibirica* L. **Op** Heydekrug (F 89); **Wp** Weichselgelände (G 53); **Ns** (B 147); **Mr** Speier (V 6); **B** Isargebiet (G 20); **St** Feenberggraben (F 61); **K** Wolfsberg (B 56); **Kr** (P 16); **Schw** Solothurn (L 50). *I. illyrica* Tommas. **Kr** (P 16). *I. arenaria* W. et K. **N** Pulkau (K 16). † *Sisyrinchium Bermudianum* L. **Ns** (B 147); **Schw** Basel (B 81). † *S. angustifolium* Mill.

anceps Cav.) **V** Bregenz (M 101); **Schw** Zürich (N 11, S 25), Locarno am Tessinufer (N 3).

Narcissus stelliflorus Schur (*N. radiiflorus* auct. num Salisb. ?, *N. stellaris* Haw. ?) **St** Aussee (H 56); **Schw** Huttkopf, Güntisberg (N 7). *N. poeticus* L. **B** Höfen (E 27); **Schw** Wallis (P 6). *Leucojum vernum* L. **Os** Elbsandsteingebirge (S 58); **Bd** Wildenstein (L 32); **B** Isargebiet (G 20); **St** Wildoner Buchkogel (F 62, 76), St. Peter—Freienstein (F 61); **K** Zellach, Pressinggraben (B 56). *Galanthus* (G 45). *G. nivalis* L. **M** (P 49); **N** Leithaberg (D 21); var. **Spitzneri** Podp. **M** (P 49, C 49).

Tamus communis L. **Bd** Thiengen, Ofteringen, Herthen (L 33), Kressenberg b. Schienen, Rüdlingen (H 128); **St** Mrzlica (F 52), Gonobitz (K 51); **Schw** Merlingen—Beatenberg (F 21).

Tulipa silvestris L. **Os** Leipzig (S 61); **B** (P 53), Windsheim (E 29, S 121); **N** Seitenstetten (H 11), Maria Lanzendorf—Himberg (T 1). † *T. Gesneriana* L. **Schw** Zürich (N 11). *Fritillaria Meleagris* L. **Sw** Altona: Teufelsbrücke [1814], Flottbeck [1843] a. Elbstrand (H 64, 65), Hamburg (P 32, 35); **Mr** Dürkheim (J 34); **B** Nürnberg (G 66), Höfen (E 27, S 125); **St** Moschganzen (W 32). *F. tenella* M.-Bieb. (*F. montana* Hoppe) **Kr** Vremščica (J 55). *Lilium bulbiferum* L. **Op** Raguppe (A 38); **Hc** Weimar (H 100), **B** Oberaudorf, Ober-Aschau (V 20); **St** Hörgas (F 78), Schneealpe (H 47); **K** Pölling i. L., Twinberger Graben (B 56); **Kr** (P 12). *L. croceum* Chaix **Schw** Verzasca, Cima d'Efra 2400 m (C 27, R 34), Frochaux (T 34). *L. carniolicum* Bernh. **St** Graschnitztal (F 78), Trifail (K 46). *L. Martagon* L. **Op** Jakunowsker Heide (A 4), Johannisburg (K 3, 4), Ailetal (A 23); **Os** Döbeln (S 59); **Hc** Halle (F 28); **Wb** Geislingen (E 11); **St** Rudenza (F 61); **L** Parenzo (C 2). *Lloydia serotina* (L.) Salisb. **Kr** (P 12); **Schw** Verzasca (C 26). *Erythronium dens canis* L. **Wb** Ulm (H 32, 33); **N** Purkersdorf (F 77); **St** Wildoner Buchkogel (F 62), Rognitz b. Graz (H 56), Sachsenfeld (F 61); **Kr** (P 12). *Asphodelus fistulosus* L. **L** Brioni maggiore (W 55). *Anthericum Liliago* L. **Bd** Schlichttal (F 84), Säckingen (L 33); **Schw** Lägern b. Zürich (N 4); var. **robustum** Domin **Bö** Prokopithal b. Prag (D 26). *A. ramosum* L. **Wp** Deutsch-Krone (L 41); **Sw** Hamburg (P 32); **Ps** Alt-Boyen (V 32); **Hc** Erfurt (R 52), Halle (F 28); **Wb** Ulm (H 32, 34); **B** (P 53), Isargebiet (G 20); **Bö** Reichenberg (M 48); **St** Sachsenfeld (F 61); **Kr** (P 12); **Schw** Ormonts (C 36); var. *fallax* Zobel **T** Kufstein, Schlern (H 14); var. *simplex* Lüscher **Br** Arnswalde (A 115); **Schw** Solothurn (L 50). *Ornithogalum pyramidale* L. (*O. narbonnense* Neilr. non L.) **M** Borschitz, Klein- u.

Groß-Blattnitz (W 39). *O. sphaerocarpum* Kern. **St** Sachsenfeld (F 68). *O. comosum* L. **N** Anninger (A 74). *O. umbellatum* L. **Wp** Deutsch-Krone (L 41); **B** Isargebiet (G 20); **Bö** Reichenberg (M 48); **Schw** Berner Oberland (F 25). *O. nutans* L. **Sl** Stremplowitz (W 29), Weidenau (W 31); **Bd** Freiburg: Baseler Landstraße (F 85); **B** Erlangen (S 127); **Bö** Münchengrätz (W 29). *O. Boucheanum* (Knuth) Aschers. (*O. chloranthum* Bouché) **M** (W 29), Cernowitz b. Brünn (W 30), Krumrowitz b. Brünn (W 31); **St** Judenburg (F 68, 72). *O. Burgei* Boiss. **M** Südliches Gebiet (W 37). *O. Boucheanum* × *tenuifolium* **M** Bisenz bis Ratschkowitz u. Zadowitz (W 28). *Gagea* (P 10). *G. pratensis* (Pers.) Rchb. **St** Murauen, Puntigam, Leoben (F 70); **Schw** Glattfelden, Eglisau (N 7). *G. arvensis* (Pers.) R. et Sch. **Wp** Danziger Niederung (P 75); **Ns** 0 (B 147); **Kr** (P 12). *G. bohemica* (Zauschner) R. et Sch. **M** Brünn (W 33), Znaim (F 51). *G. pygmaea* Salisb. (*G. Liottardi* Sternbg., *G. fistulosa* Duby) **N** Horn—Eggenburg—Pulkau bis Znaim (T 1), Ober-Dürnbach b. Maissau (T 3), Maissau (T 4); **T** Val di Ledro, Pustertal (F 51). *G. spathacea* (Hayne) Salisb. **Op** Trankwitz (T 17). *G. minima* (L.) R. et Sch. **N** Neunmühlen—Neuhäusl (T 1); **St** Falkenberg (F 61), Peggauberg b. Leibnitz (F 66); **Kr** (P 12). *G. lutea* (L.) Ker **Mr** Zweibrücken (T 42); **S** Salzburg (F 51); **St** Murauen (F 70); **Kr** (P 12); **L** Parenzo (C 2); **Schw** Berner Oberland (F 25). *G. pusilla* (Schmidt) R. et Sch. **N** Laaerburg (F 51); **Kr** (P 12). *G. arvensis* × *minima* **Br** Neuhaldensleben (A 115). † *Scilla amoena* L. **Schw** Zürich (N 11). *Sc. bifolia* L. **Bd** Obersäckingen, Wallbach (L 33); **Wb** Ulm (H 32); **N** Seitenstetten (H 11); **K** Herzogberg b. St. Paul (B 56); **Kr** (P 12). *Sc. autumnalis* L. **L** Pola (F 20). † *Sc. non scripta* (L.) Hoffmgg. et Link **Schw** Zürich (N 11). *Allium Victorialis* L. **Schw** Berner Oberland (F 25), Freiburg (J 30). *A. ursinum* L. **Op** Wartnicken (A 12), Straddicktal (A 13), Wildenhoff (A 24), Puschdorf (A 40); **Mr** Zweibrücken (T 42); **B** Weilheim (V 20); **St** Sachsenfeld (F 68), Spielfeld—Rakersburg (F 78). *A. Chamaemoly* L. **L** Pola (F 20). *A. fallax* Schultes **Hc** Hildburghausen (E 3). *A. senescens* L. **Schw** Verzascatal (C 26, R 34). *A. angulosum* L. (*A. acutangulum* Schrad.) **B** Fürth (E 26); **Bö** Krumau (P 9); **N** Moosbrunn (F 51); **Schw** Solothurn (L 50). *A. ochroleucum* W. et K. **St** Einöd b. Weitenstein (H 56), St. Hermagoras (F 78). *A. suaveolens* Jacq. **B** (P 53). *A. rotundum* L. **Hc** Rodach (E 3); **N** Hundsheimer Berg (A 80). *A. sphaerocephalum* L. **Bd** Freiburg (T 5); **N** Baden (F 51); **Schw** Ormonts (C 36), Merlingen—Beatenberg (F 21). *A. vineale* L. **Hc** Hildburghausen (E 3); **Bö** Krumau (P 9). *A. Scorodoprasum* L. **Op**

Alletal (A 23); **Wp** Weichselgelände (S 50, 53); **St** Aussee (H 56). *A. oleraceum* L. **Op** Heydekrug (F 89); **B** Augsburg (W 13); **N** Seitenstetten (H 11). *A. carinatum* L. **Bd** Achkarren, Kleinkems (F 85), Weinstetter Hof (H 128); **B** Isargebiet (G 20); **O** Reichraming (F 51); **St** Pristova (F 52), Sachsenfeld (F 61); **Schw** Solothurn (L 50). *A. pulchellum* Don (*A. carinatum* var. *capsuliferum* Koch) **L** Parenzo (C 2). *A. Schoenoprasum* L. **Sw** Hamburg (P 35); **Bd** Säckingen—Wallbach (L 32). *A. foliosum* Clarion (*A. sibiricum* auct., *A. montanum* Schmidt) **Wb** Eningen (E 12); **N** Piesting (H 8), Perchtoldsdorf (F 51); **O** Reichraming, Linz (F 51); **St** Koralpe (F 61); **Schw** Ormonts (C 36). † *Hemerocallis flava* L. **Schw** Zürich + (N 11). *H. fulva* L. **B** Isargebiet (G 20); **Schw** Zürich + (N 11). *Muscari comosum* (L.) Mill. **B** Isargebiet (G 20); **Bö** Krumau (P 9); **St** Fürstenfeld (F 52); **Kr** (P 12). *M. racemosum* (L.) Mill. **Bd** Detzeln, Aichen, Thiengen (L 32); **B** (P 53), Gründlach (E 29), Isargebiet (G 20); **Kr** (P 12). *M. botryoides* (L.) Mill. **Mr** Zweibrücken (T 42); **Bd** Wutachtal, Gündelwangen—Bonndorf (L 32); **B** (P 53), Kretschstadt (E 28); var. **benacense** Murr **T** Nago—Torbole (M 104). *M. Knauthianum* Hausskn. (F 29). *M. neglectum* Guss. **M** Keltschan (W 32); **Schw** Pieterlen, Lengnau (P 83, R 34). *M. tenuiflorum* Tausch (H 38) **Hc** Halle (F 28). *Asparagus officinalis* L. **Op** Alletal (A 23), Puschdorf (A 40); **Schw** Zürich (S 25). *A. tenuifolius* Lam. **St** Trifail (K 46); **L** Parenzo (C 2). *Streptopus amplexifolius* (L.) DC. (*St. distortus* Michx.) **N** Dürrnstein (A 74); **Schw** (R 38), Chasseron: La Vaux (M 18), Verzascatal (C 26, R 34), Berner Oberland (F 25), Près-Rolliers (T 33). *Paris quadrifolia* L. **Wp** Deutsch-Krone (L 41); **Mr** Speier (V 6). *Polygonatum verticillatum* (L.) All. (*Convallaria verticillata* L.) **Op** Wartnicken (A 12), Straddicktal (A 13); **Sw** Flensburg (P 34), **Bd** mehrfach (L 33); **Wb** Ulm (H 32, 34); **B** Isargebiet (G 20); **Bö** Johannisbad (B 8). *P. officinale* All. (*P. anceps* Moench, *Convallaria Polygonatum* L.) **Op** Heydekrug (F 89), Tilsit (F 92); **Ps** Alt-Boyen (V 32); **Wb** Pfullingen (E 11), Ulm (H 32); **B** (N 13), Isargebiet (G 20). *P. latifolium* (Jacq.) Desf. **Bö** Stradonic a. d. Eger (D 36); **N** Hundsheimer Berg (A 80). *P. multiflorum* (L.) All. (*Convallaria multiflora* L.) **Ps** Alt-Boyen (V 32); **L** Parenzo (C 2). *Convallaria majalis* L. **Op** Heydekrug (F 90); **Br** Frankfurt (B 121); **Ps** Alt-Boyen (V 32); **Mr** Speier (V 6); **Kr** (P 12); **Schw** Berner Oberland (F 25); var. **picta** Wilczek **Schw** Wallis: Haut d'Arbignon, Lausanne (W 26, S 71). *Majanthemum bifolium* (L.) Schmidt **St** Kindberg (H 56). *Ruscus Hypoglossum* L. **St** Wotsch (H 56), Römerbad (F 61); **L** Parenzo (C 2). † *Colchicum autumnale* L. **Sw** Hamburg

(P 33); var. *vernale* **Wb** Eßlingen (E 12); **M** Neustift (L 14); **N** Seitenstetten (H 11); f. **giganteum** Domin **Bö** Rozdalovice (D 43. 45); f. *speciosissima* Bubala **St** Graz (F 78). *C. alpinum* DC. **Schw** Wallis (P 6). *Veratrum album* L. **B** Weilheim (V 20); **Bö** Schwarze Koppe (D 25); **St** Pachergebirge (F 71). *V. Lobelianum* Bernh. **B** Isargebiet (G 20). *Tofieldia calyculata* (L.) Wahlenbg. **Op** Rominter Heide (A 7). *T. borealis* Wahlenb. (*T. palustris* Huds.) **B** Schachen (H 68), Berchtesgaden (R 46); **Schw** Val des Dix (P 5). Wallis (P 6).

Juncus maritimus L. **P** Thiessow a. Rügen (G 71). *J. Leersii* Marss. (*J. conglomeratus* auct.) **Op** Tilsit (F 92), Heydekrug (F 89. 90); **Wp** Stargard (P 69), Rosenberg (P 74); **Sw** Röm (J 1); **N** Seitenstetten (H 11); var. **praeflorens** Ade et Vollm. **B** Weismain—Geutenreuth (V 25). *J. effusus* L. **Sw** Röm (R 16). *J. glaucus* Ehrh. **Ns** Geestemünde (P 40); **Bö** Krumau (P 9). *J. balticus* Willd. **Op** Tilsit (F 92), Heydekrug (F 89). *J. arcticus* Willd. **Schw** Berner Oberland (F 25). *J. filiformis* L. **Op** Heydekrug (F 89, 90); **Bd** Tiefengrund, Jungholz (L 32). *J. stygius* var. *americanus* Buchenau **Op** Lötzen (P 72). *J. castaneus* Sm. **St** Turrach, Gstoder Schönfeldspitze (K 59a); **Schw** Alpe Tomül (S 152). *J. triglumis* L. **Schw** Zermatt (K 30). *J. trifidus* L. **B** Arber (H 69). *J. monanthos* Jacq. (*J. Hostii* Jacq.) **St** Dachstein (H 56); **K** Raibl, Vellacher Kocna (S 2). *J. capitatus* Weigel **B** Trimmersdorf (H 21); **Schw** (A 109). *J. obtusiflorus* Ehrh. **Ns** Ilmenaugebiet (P 38); **Hc** Halle (F 28); **B** Kiefersfelden (V 20); var. **Schillingeri** G. Fischer **B** Neufahrn, Murnau (F 22). *J. silvaticus* Reich. (*J. acutiflorus* Ehrh.) **E** Altenstadt b. Weißenburg (K 30); **Schw** Berner Oberland 0 (F 25). *J. articulatus* L. (*J. lamprocarpus* Ehrh.) **Schw** Sarine (B 20); var. *fluitans* W. Meyer **B** Isargebiet (G 20). *J. lamprocarpus* var. *congestus* A. et G. **Bö** Dobruska. Opočno (D 45). *J. alpinus* Vill. **Sw** Hamburg (P 32); f. *intermedia* subf. *major* **B** Starnberger See (K 30); subf. *media* **Bd** Eggenstein (K 30). *J. bulbosus* L. (*J. supinus* Moench) **Ns** Wangeroog (F 37); **Ps** Alt-Boyen (V 32), Schubin (M 64); **Bd** Freiburg (T 5); **B** (P 53); var. **submersus** Schroet. et Wilcz. **Schw** Locarno: Mappo—Gordola (S 76); f. *confervaceus* Buchenau **Bö** Judenberg (D 45); var. *uliginosus* **Op** Johannisburg (K 4). *J. squarrosus* L. **Op** Heydekrug (F 90), Johannisburg (F 91); **Bd** Unteribach, Hottingen, Jungholz (L 32); var. *laxiflora* **Wb** Wildbad (E 12). *J. compressus* Jacq. **Wb** Pfullingen (E 9); **St** Pfarrdorf b. Radkersburg (H 56). *J. Gerardi* (Jacq.) Lois. **Sw** Eidergebiet (R 16); **Ns** Osnabrück (M 68); **E** Oberelsaß ? (J 45); var. **pygmaeus** Jaap **Sw** Röm (J 1). *J. ten*

Willd. **Op** Rominten (A 8, L 20), Johannisburg (K 3); **Wp** Deutsch-Krone (A 115); **Me** Güstrow (T 25); **Sw** (A 115); **Br** Berlin (A 115); **Os** (S 61); **E** Vogesen u. Rheinebene (J 45); **Bd** Freiburg (T 5): Baseler Landstraße (T 8); **Wb** Eriskirch (E 12); **B** Isargebiet (G 20); **St** Wundschuh (F 63), Doblbad, Premstetten (H 56): **Schw** Zürich + (S 25, N 11). *J. bufonius* L. **P** Swinemünde (K 30); **E** (J 45): var. *hybridus* Brot. **Sw** Hamburg (P 33). *J. ranarius* Perr. et Song. (*J. bufonius* var. *fasciculatus* Koch) **Hc** Erfurt (R 50), Eichsfeld (R 52). *J. effusus* × *glaucus* **Sw** Ratzeburg (P 54). *J. effusus* L. × *Leersii* Marsson **Sl** Karpfenteich b. Hummel (F 15), Liegnitz (S 82). *Luzula flavescens* (Host) Gaud. **St** Bruck (K 30); **K** Angsdorf (K 30); **Schw** Sion (K 30), Freiburg (J 30). *L. Forsteri* (Pers.) DC. **E** Rheinebene (J 45). *L. pilosa* Willd. var. **albescens** Podp. **M** (P 49). *L. silvatica* (Huds.) Gaud. (*L. maxima* DC.) **Ns** Osnabrück (M 68); **St** Vordernberg (F 68): var. *picta* Zapalowicz **Sl** Gesenke (S 85). *L. spadicea* (All.) DC. **E** Oberelsaß? (J 45); **Bd** Belchen, Feldberg (E 15); **B** Schachen (H 68): **Schw** Monte Prosa, Riffelberg (K 30); Sarine (B 20). var. *Allionii* Vill. **Schw** Tessin (C 19). *L. angustifolia* (Wulf) Garcke (*L. albida* DC.) **Wp** Elbing (A 93); **Sw** Peterhaus Park (P 35); **Ns** Geestemünde 0 (P 40), Osnabrück (M 68): var. *rubella* Hoppe **Wb** Eningen (E 12); var. *cuprina* A. et G. **Sw** wie vor. *L. lutea* (All.) DC. **Schw** Tessin (C 24, R 34). *L. campestris* (L.) DC. **B** Isargebiet (G 20); f. **elatior** P. Junge **Sw** Hamburg (J 48). *L. multiflora* **Op** Tilsit (F 92); **Wb** Metzingen (E 12), Gomaringen (E 11). *L. sudetica* (Willd.) DC. **B** Bayerischer Wald (P 27); var. *alpina* **B** Schachen (H 68). *L. pallescens* (Wahlenb.) Bess. **Wp** Löbau (P 81). *L. nemorosa* × *nivea* mit a) **sub-nemorosa** R. Schulz u. b) **sub-nivea** R. Schulz **T** Ratzes (S 107).

† *Phoenix dactylifera* L. **Schw** Zürich (N 11).

Cyperaceae (H 130). *Cyperus flavescens* L. **Bd** mehrfach (L 33); **Bö** Krumau (P 9); **M** Watzenowitz (W 28); **K** Angsdorf (K 30). *C. fuscus* L. **Sw** Basthorst (P 34), Lauenburg, Stormarn (P 35), Hamburg (P 32); **Ps** Schubin (M 64); **St** Zeltweg (F 61): **L** Parenzo (C 2). *C. longus* L. **B** (P 53); **St** Rann (P 84): **Schw** Zofingen (K 30). *C. serotinus* Rottb. (*C. Monti* L.) **L** Parenzo (C 2). *C. glomeratus* L. **T** Innsbruck (M 79). *C. Bushii* Britton **T** Innsbruck (M 98). † *C. vegetus* Sturm **Sw** Hamburg (P 32). *Schoenus nigricans* L. **Me** Neustrelitz (K 38); **B** (P 53); **Schw** Loquiat (T 34), Solothurn (L 50). *Sch. ferrugineus* L. **B** (P 53); **Schw** Solothurn (L 50). *Sch. nigricans* L. × *ferrugineus* L. **Me** Tollensewiesen (K 38); **V** Vorkloster (M 104). *Cladium Mariscus* (L.) RBr. **Wp** Stargard

(P 69); **Sw** Lübeck (P 35); **Ns** Sellstedter See (P 40); **B** (P 53). *Rhynchospora alba* (L.) Vahl **Op** Johannisburg (K 3, 4), Heydekrug (F 90); **Wp** Rosenberg (P 74); **Os** (S 59); **Bd** mehrfach (L 33): Hottingen, Jungholz (L 32); **B** (P 53). *Rh. fusca* (L.) R. et S. **Sw** Segeberg (P 34), Hamburg (P 33); **B** (P 53). *Trichophorum austriacum* Palla (*Scirpus caespitosus* L. pp.) **Op** Heydekrug (F 89, 90). *Sc. paluster* f. *arenarius* Asch. et Gr. **Sw** Möhnsen (P 34). *Sc. uniglumis* Link (*Heleocharis uniglumis* Link) **Mr** Zweibrücken (T 42): **B** Sulzheim (H 21); **M** Opatowitz (W 33): **S** Eglsee (V 9); **St** Thahlheim (F 61). *Sc. multicaulis* Sm. (*Heleocharis multicaulis* Koch) **Os** Lausitzer Teich (S 58). *Sc. ovatus* Roth (*Heleocharis ovata* RBr.) **Os** Voigtland (S 59): **B** Bamberg (D 21), Elsendorf, Großbirkach (H 21); **Bö** Böhmisch—Leipa (K 30); **St** Wundschuh (F 63); ? **T** Vilpian—Terlan (M 79); f. **microstachys** P. Junge **Sw** Stormarn (J 48). *Sc. carniolicus* (Koch) (*Heleocharis carniolica* Koch) **St** Hochenegg (H 56). *Sc. acicularis* L. (*Heleocharis acicularis* RBr.) **Sw** Röm (J 1); **Hc** Halle (F 28); **Bd** Säckingen (L 33): **B** Erlangen (S 123): **Schw** Locarno: Langensee (S 82, R 34). *Sc. triangularis* (Reinsch) (**Heleocharis triangularis** Reinsch) **B** Erlangen (D 21). *Sc. mamillatus* (Ldbg. f.) (*Heleocharis mamillata* Ldbg. f.) **St** Schladninger Untertal (H 54); **T** Innsbruck (H 19); **V** Bregenz (H 19). *Sc. caespitosus* L. pp. (*Trichophorum caespitosum* Hartm.) **Ns** Ilmenaugebiet (P 38); **St** Winterleitental (F 61). *Sc. pauciflorus* Lghtf. (*Helcocharis pauciflora* Link) **Op** Johannisburg (K 4): **Wp** Löbau (P 81): **Schw** Augskummeralpe a. Riffel (K 30), Solothurn (L 50). Koppingen (P 83, R 34). *Sc. fluitans* L. **Sw** Röm (J 1); **Ns** Ilmenaugebiet (P 38). *Sc. setaceus* L. **Ns** Ilmenaugebiet (P 38): **Mr** Zweibrücken (T 42). *Sc. supinus* L. **Schw** Locarno: Langensee (S 67). *Sc. mucronatus* L. **Kr** (P 12). *Sc. lacustris* L. (*Schoenoplectus lacustri* Palla) **Sw** Kiel (K 30); **Mr** Speier (V 6); **Kr** (P 12). *Sc. Tabernaemontani* Gmel. **Op** Heydekrug (F 89); **Ps** Schubin (M 64). Al-Boyen (V 32): **B** Großbirkach (H 21); **Schw** Freiburg (J 30). Altstetten (N 7). *Sc. Kalmussii* (Asch., Abr. et Gr.) *Sc. Dural* auct.) **Op** Frisches Haff (P 22); **Wp** Rosenberg (P 76). *Sc. triquete* L. (*Sc. Pollichii* G. et Gr.) **Sw** Hamburg: Poppenbüttel (P 35): **Schw** Untervaz a. Rh. als *Schoenopl. pungens* (S 27, B 129, R 34) f. **monostachys** P. Junge **Sw** Pinneberg, Stormarn (J 48). *Sc. pungen* Vahl (*Sc. Rothii* Hoppe) **Op** Alt-Pillau (A 35): **Schw** Préfargier—Tène (T 34): f. *monostachys* **P** Heringsdorf (K 30). *Sc. Holoschoen* L. var. *australis* Koch **Bö** Všetaty (P 48). *Sc. maritimus* L. **Sw** Röm (R 16): **Ns** Osnabrück (M 68): **Schw** Zürich + (N 11): f **simplex** P. Junge (prior Tausch) **Sw** Lauenburg (J 48): **Kr** (P 12)

f. *compactus* Koch **Kr** (P 12); f. *umbellatus* Rchb. **B** (P 53); f. *monostachys* Sonder **P** Swinemünde (K 30). *Sc. silvaticus* L. **B** Nürnberg (K 30); **Kr** (P 12). *Sc. radicans* Schkuhr **Wp** Rosenberg (P 76); **Sw** Hamburg, Trittau, Bergstadt + (P 34), Alstertal + (P 35); **B** Nürnberg + (E 28), Regensburg (S 121); **St** Wundschuh (F 63); **T** Landeck (M 79); f. **ramiflora** P. Junge **Sw** Stormarn (J 48). *Sc. compressus* (L.) Pers. **Ns** Ilmenaugebiet (P 38); **B** Isargebiet (G 20); **Kr** (P 12); f. *bifolius* **Sw** Göttin (P 34). *Sc. rufus* Schrad. **Sw** Cuxhaven (P 41). *Fimbristylis annua* (All.) R. et Sch. **Schw** Locarno: Maggia Delta (S 67, 76, R 34); f. **monostachya** Schröt. **Schw** Maggia Delta (S 76). *Sc. americanus* × *pungens* (*Sc.* **Schmidtianus** P. Junge) u. f. **monostachys** P. Junge **Sw** Hamburg (J 48) Teufelsbrücke a. Elbufer (P 35). *Sc. lacuster* × *triqueter* (*Sc. Duvallii* Hoppe, *Sc. carinatus* Sm.) **Bd** Grießheim—Weinstetter (H 128); **N** Wien (K 30). *Sc. Tabernaemontanus* × *triqueter* (*Sc.* **Kükentalianus** P. Junge) **Sw** Pinneberg (J 48). *Eriophorum alpinum* (L.) (*Trichophorum alpinum* Pers.) **Op** Heydekrug (F 89), Insterburg (F 93); **Wp** Stargard (K 38); **Ns** 0 (B 147); **Bd** Oberweschnegg Finsterlingen (L 33); **B** (P 53); **M** Wermsdorf (N 21); **Schw** Freiburg (J 30). *E. vaginatum* L. **Br** Berlin (K 30); **Hc** Hautsee (B 85). **Schw** Solothurn (L 50, P 83, R 34); var. *serotinum* **E** Vogesen (J 45). *E. Scheuchzeri* Hoppe **St** Landseesee (H 56). *E. latifolium* Hoppe **P** Usedom (K 30); **St** Hochenegg, Römerbad (H 56); **Kr** (P 12); **Schw** Luzern (K 30). *E. polystachyum* L. (*E. angustifolium* Roth) **Br** Berlin (K 30); **Kr** (P 12); f. *majus* **Op** Cruttinnen (B 95). *E. gracile* Koch **Op** Cruttinnen (B 95); **Wp** Stargard (K 38); **Schw** Solothurn (L 50, P 83), Hirzel (S 67), Tessin (C 19). *Elyna Bellardi* (All.) Sm. (*E. spicata* Schrad.) **Schw** Risselberg (K 30), Sarine (B 20). *Cobresia bipartita* (All.) DT. (*Kobresia caricina* Willd.) **T** Schlern (K 30); **Schw** Saluxeralpe, Praesanz, Lenzerheidesee (B 130).

*Carex**) **Op** (A 22); **Sw** (J 50, 52); **Schw** (K 76), Genfer Alpen (C 38). *C. dioica* L. **Wp** Löbau (P 81); **Os** Bischofswerda (S 61); **Bd** Faulenfürst (L 32); **S** Eglsee (V 9); **Schw** Lägern b. Zürich (N 4), Lenzerheidsee (B 130). *C. Davalliana* Sm. **Hc** Bechstedt-Wagd (R 14); **B** (P 53), Isargebiet (G 20); **M** Swatoborschitz, Klobouček (W 28); **S** Seealpe am Attersee, Lungau (V 9); f. *Sieberiana* (Opiz) **Sl** Groß-Krichen b. Lüben (K 34); **N** Seitenstetten (H 11). *C. rupestris* All. **Schw** Berner Oberland (F 25). *C. pulicaris* L. **Os** Voigtland, Dresden (S 61); **B** Augsburg (W 13), Großbirkach.

---

*) Systematische Anordnung nach ASCHERSON P. und GRAEBNER P., Synopsis II. Bd., 2 Abt. p. sff.

Ailsbach—Buchfeld (H 21), Isargebiet (G 20); **Schw** Val des Dix (P 5); var. **caespitosa** Vollm. **B** Kochelsee (V 25). *C. pauciflora* Lightf. **Bd** Unteribach, Hottingen (L 32), Oberweschnegg, Finsterlingen (L 33); **St** Winterleitensee (F 61); **Schw** Französ. Jura (K 34); var. **elatior** Kükenth. et Schuster **B** Garmisch (V 28). *C. microglochin* Wahlenb. **Schw** Lenzerheidsee (B 130), Wallis (P 6). *C. cyperoides* L. **B** Isargebiet (G 20), Erlangen (D 21); **Bö** Böhmisch Leipa (K 34); **St** Ponigl (F 73), Podoinzen b. Pettau (H 56); f. **aggregata** Domin **Bö** Veseli, Wittingau, Gratzen (D 36). *C. baldensis* L. **Schw** Ofenberg: Graubünden (B 141, 142) u. mehrfach (S 66, 67). *C. incurva* Lightf. **Schw** Canicül (B 130), Val des Dix (P 5). *C. chordorrhiza* Ehrh. **Op** Johannisburg (K 3, 4); **Wp** Löbau (P 81); **Me** Neustrelitz (K 38); **Schw** Französ. Juragebiet (R 34). *C. disticha* Huds. **Ps** Alt-Boyen (V 32); **B** Isargebiet (G 20); **M** Watzenowitz, Wlkosch (W 28); **Schw** Solothurn (L 50). Freiburg (J 30); var. *abbreviata, bracteata, luxurians, minor* **Br** (A 114). *C. arenaria* L. **Os** Dresden, Lausitz (S 61). *B. Posnaniensis* **Br** Biesenthal (A 115). *C. ligerica* Gay **Op** Tilsit (F 92). *C. praecox* Schreb. (*C. Schreberi* Schrk.) **Hc** Erfurt (R 13); **B** (P 53); **N** Seitenstetten (H 11), Laaerberg (K 34); f. **gracilis** P. Junge **Sw** Berghorst (J 50); var. *pallida* Peterm. **Bö** Aussiger Mittelgebirge (D 36). *C. brizoides* L. **E** Vogesen (J 45); **B** Wüstenbach (H 21); **St** Kindberg, Regnitz (H 56); **Schw** Juragebiet (B 21, R 34); f. *brunnescens* Kükenth. **Schw** Jnkwyl b. Bern (S 71). *B. curvata* **E** Rheinebene (J 45). *C. vulpina* L. **Sw** Röm (J 1); **B** Isargebiet (G 20); **St** Wundschuh (F 63); **Kr** (P 12); **Schw** Chlisee (N 9): var. *interrupta* u. *minor* **Br** (A 114). *C. foetida* All. **Schw** Graubünden (B 130), Sarine (B 20). *C. muricata* L. (V 23) **P** (W 43): **B** (V 23). *C. contigua* Hoppe (V 23) **B** (V 23). *C. Pairaei* F. Schultz (V 23) **B** (V 23); **T** Val Vestino (K 34); **Schw** Mont Fourchet, lac de Taney (C 38), Jura de Gex (S 71), Freiburg (J 31), Wasterkingen (N 7), Lägern b. Zürich (N 4): var. **capitata** Christ **Schw** Tessin (C 19). *C. virens* Lam. **Me** Neubrandenburg. Ratzeburg (K 38). *C. Leersii* Fr. Schultz (V 23) **B** (V 23). *C. divulsa* Good. (V 23) **Bd** Ettlingen, Karlsruhe (K 34); **B** (V 23); **L** Lussin piccolo (K 34); **Schw** Tessin (C 30); var. *guestphalica* (Boenningh.) **L** Abazzia (K 34); **T** Val Vestino (K 34). *B. Chaberti* (F. Schultz) Kneuck. **T** Val Vestino (K 34). *C. paradoxa* Willd. **Op** Johannisburg (K 4), Heydekrug (F 90); **Wp** Löbau (P 81); **Ps** Alt-Boyen (V 32); **M** Olmütz (M 41), Mystrzin (W 28); f. *gracilis* Asch. et Gr. **Sw** Hamburg (P 33); var. *simplex* **Br** Berlin (A 114). *C. paniculata* L. **Os** Erzgebirge (S 61); **Hc** Tonndorf—Hohenfelden

(R 14), Thüringen (R 51); **Bd** Jungholz (L 32); **B** Großbirkach (H 21); **Bö** Krumau (P 9); **M** Klobouček (W 28), b. Butschowitz (W 28); **St** Wundschuh (F 63); f. m. **sterilis** P. Junge **Sw** Göttin (J 50). *C. diandra* Schrank (*C. teretiuscula* Good.) **Os** Dresden, Bischofswerda (S 61); **B** Isargebiet (G 20); **Bö** Krumau (P 9); **S** Eglsee (V 9); **St** Judenburg; Neumarkt (F 61): var. *major* **Wp** Löbau (P 81); var. *major* **Br** (A 114); f. *tenella* Beckm. **Sw** Hamburg (**K** 31); **Br** (A 114). *C. curvula* All. **Schw** Wallis (P 6). lus. **longearistata** Steiger **Schw** Misox (S 152). *C. leporina* L. **St** Wundschuh (F 63); var. *longibracteata* u. *robusta* **Br** Rathenow (A 114); f. *capitata* **Sw** Wohldorf (P 35); b. *argyroglochin* Hornem. **Op** Straddicktal (A 13); **Sw** Hamburg (P 33); var. *radicans* Zabel **Sl** Breslau (S 85). *C. stellulata* Good. (*C. echinata* auct. non [Murr]) (K 78) **Ps** Alt-Boyen (V 32); **St** Wundschuh (F 63); **Kr** (P 12); f. **major** P. Junge **Sw** Stormarn (J 48). *C. elongata* L. **Op** Heydekrug (F 89); **Ps** Alt-Boyen (V 32); **B** Isargebiet (G 20); **Bö** Krumau (P 9); **N** Zwettl (L 38); **Schw** Tessin (C 30); var. *umbrosa* Kneucker **Sw** Hamburg (P 33). *C. Heleonastes* Ehrh. **Op** Johannisburg (K 3); **Ns** 0 (B 147); **B** Haspelmoor (K 34). *C. canescens* L. **Ps** Alt-Boyen (V 32); **B** (P 53); **Kr** (P 12); f. *laetevirens* Aschers. **Op** Johannisburg (K 3), Pillkallen (F 93); var. *fallax* F. Kurtz **Sl** Riesengebirge, Gesenke (S 85), Sudeten (K 47); **Schw** Davoser Seeried (S 67); var. *bracteata* **Br** Templin (A 114); var. **congesta** Domin **Bö** Gottesgab im Erzgebirge (D 26); var. *gracilis* (Ehrh.) Kükent. **Schw** Splügen (S 67). *C. brunnescens* (Pers.) Poir. var. *fallax* F. Kurtz **Bö** Sudeten (K 74); var. *gracilis* (Ehrh.) Kükenth. **Schw** Splügen (S 67). *B. vitilis* Fries **Op** Johannisburg (K 3). *C. loliacea* L. **Op** Rominter Heide (A 7); **Ns** 0 (B 147). *C. tenella* Schkuhr **Op** Rominter Heide (A 7). *C. remota* L. **Ps** Alt-Boyen (V 32); **Hc** Halle (F 28); **St** Aschbach b. Wegscheid (H 56); **Kr** (P 12); var. *repens* Britt. **B** Nürnberg (D 21); f. *stricta* Madaun **Sl** (S 77). *C. stricta* Good. **Ps** Alt-Boyen (V 32); var. *bracteata, humilis, fallax, maculata, subrotunda* **Br** (A 114). *C. caespitosa* L. **Ps** Alt-Boyen (V 32); **Bö** Krumau (P 9); var. *retorta* **Br** Berlin (A 114); f. **strictissima** Kükenthal in litt. **Sw** Hamburg, Stormarn (J 48); f. **leptostachys** Lackowitz **Br** Berlin (A 114). *C. Buekii* Wimmer **M** Bilowitz b. Brünn (W 31). *C. gracilis* Curtis (*C. rufa* L., *C. acuta* L.) **Hc** Erfurt (R 13); **St** Doblbad—Lieboch (F 61): var. *personata* **B** Isargebiet (G 20); monstr. *Urbani* Aschers. et Gr. **Br** Groß-Lichterfelde (A 115); var. *angustifolia, compacta, fuliginosa, humilis, pseudoaquatilis, rudis. seminuda* u. *praticola* **Br** (A 114); f. *cladostachys* **Ms** Dessau (K 34); var. **approximata** Kükenth. **Sw** Horst

(J 50); f. m. **furcata** P. Junge **Sw** Hamburg (J 50); f. *intermedia* Čelak. **M** Sebrowitz b. Brünn (W 31). *C. Goodenoughii* Gay var. *recta* Fleischer (*C. vulgaris* Fries) **Schw** Vulpera—St. Moritz (S 67); var. *chlorostachys* Rchb. **Schw** Casaccia (S 67); var. *melaena* Wimm. **Schw** Ugeon (C 38), Berner Oberland (F 25); var. **androgyna** Steiger **Schw** Adulagebiet (S 152); var. *fallax* F. Kurtz **Schw** Davos (S 67); var. *ramifera* **Br** Baruth (A 114); var. *juncella* (Fries) **Wp** Weichselgelände (S 53); **Schw** Araches, Teillonnex (C 38), Berner Oberland (F 25). *C. hyperborea* Drej. **Sl** Riesengebirge (F 16). *C. bicolor* All. **Schw** Tessin mehrfach (C 24, R 34), Alpe Tomül (S 152), Berner Oberland (F 25). *C. Buxbaumii* Wahlbg. **Bö** Krumau (P 9); **N** Münchendorf (K 15); **St** Zeltweg (F 61). *C. alpina* Sm. **Schw** Albulapaß (K 34). *C. atrata* L. f. *rectiuscula* Hartm. (*C. atrata* × *frigida* b. Brügg.) **Schw** St. Moritz (S 67). *C. aterrima* Hoppe **Schw** Graubünden (B 120). *C. nigra* All. (*C. parviflora* Host) **Kr** (P 12); **Schw** Sarine (B 20). *C. supina* Wahlbenb. **N** Retz—Unterretzbach (T 1). *C. nitida* Host **N** Steinfeld: Felixdorf u. Sollenau bis Siegersdorf (V 9); **Schw** mehrfach (P 67), Alogna (S 152), Puschlav, Calanda 650 m (B 129, R 34). *C. pilulifera* L. **B** Isargebiet (G 20), Augsburg (W 13); **M** Babitz (W 33), Wracow (W 28); var. *longibracteata* J. Lange **Bö** (D 25); var. *major* **Br** Erkner (A 114). *C. fallax* Vatke **Br** Klätzi (A 115). *C. Golenzii* A. et G. **Br** Schermeißel (A 115). *C. tomentosa* L. **Wp** Weichselgelände (S 53); **Wb** Pfullingen (E 9); **B** Isargebiet (G 20), Sulzheim (H 21). *C. Nordmannii* A. Kern. **N** Seitenstetten (H 11). *C. montana* L. **Op** Jakunowker Heide (A 4), Johannisburg (K 4); **Me** Stargard (K 38); **Sw** Hamburg (P 33); **Ps** Alt-Boyen (V 32); **B** (P 53); **Kr** (P 12); **T** Ratzes (J 46); var. *marginata* Waisb. **Bö** Jungbunzlau (P 48); var. *monostachys* **Br** Nauen (A 114). *C. ericetorum* Poll. **Me** Stargard (K 38); **E** Oberelsaß ? (J 45); **M** Zerawitz (W 28); **N** Seitenstetten (H 11); **St** Strettweg (F 61); **Schw** Hegnau (N 7), Irchel b. Zürich (N 4). *C. approximata* All. (*C. membranacea* Hoppe) **Schw** Col de Tanneverge (C 38). *C. caryophyllea* Latouretti (*C. praecox* Jacq., *C. verna* Jacq., *C. umbrosa* Host b. Abromeit) **Op** Heydekrug (F 89); var. *monostachys* **Br** Friesack (A 114); var. *globulifera*, *longibracteata*, *pedunculata* **Br** (A 114); var. *elatior* **Op** Johannisburg (K 4). *C. umbrosa* Host (*C. polyrrhiza* Wallr.) **Ns** Hannover (B 125); **Wb** Pfullingen, Reutlingen (E 9); **B** (P 53), Isargebiet (G 20); **N** Seitenstetten (H 11); **St** Kirchdorf (F 80). *C. limosa* L. **Op** Johannisburg (K 4); **Me** Stargard, Ratzeburg (K 38); **Ns** Ilmenaugebiet (P 38); **Os** Bischofswerda (S 17, 61); **Bd** Brunn-adern (L 33); **B** (P 53); **Schw** Berner Oberland (F 25); f. *sta*

Bolle **Op** Johannisburg (K 3); var. *laxiformis*, *monostachys*, *robustior* **Br** (A 114). *C. magellanica* Lam. (*C. irrigua* Wahlenb.) **B** (P 53). *C. pilosa* Scop. **Op** Wildenhoff (A 24), Puschdorf (A 40); **Wb** Ulm (E 11, H 33); **B** (V 25), Limmersdorf (S 121); **St** Ehrenhausen (F 82); **Schw** (P 83), Solothurn (L 50, R 34). *C. glauca* Scop. (*C. flacca* Schreb.) **N** Lobau (A 79); **L** Pola (M 81); f. *melanostachya* Uechtr. **Bö** Velká Retová: Mandle (D 45); var. **chlorocarpa** R. Keller **Schw** Blegnothal: Aqua calda (K 19, S 71); var. **subustulata** Christ **Schw** (C 38); var. *erythrostachya* Schur **Sw** Cuxhaven (P 41); **Bö** Jungbunzlau (P 48). *C. clavaeformis* Hoppe **Schw** Aiguille de Varens, Pas du Prazon, Cot de Tanneverge (C 38), Berner Oberland (F 25), Pfeifenrutifluh, Splügen (S 67); var. **Lemaniana** Christ **Schw** (C 38). *C. panicea* L. **Ns** Wangeroog (F 37); f. *humilis* Asch. et G. **Sw** Hamburg (P 33); f. **elatior** P. Junge **Sw** Hamburg (P 35); var. *rhizogyna* Rchb. **B** Isargebiet (G 20); f. **gigantea** Domin **Bö** Wittingau (D 36). *C. vaginata* Tausch (*C. sparsiflora* Fries) **Op** Heydekrug (F 89). *C. pallescens* L. **Kr** (P 12); var. *pygmaea* **Br** Berlin (A 114). *C. Halleriana* Asso (*C. gynobasis* Vill.) **Kr** (P 12); **Schw** Waadter Jura (M 29), Baulmes (P 62), Mormont (P 63), Baden b. Zürich (N 7). *C. capillaris* var. **nana** Steiger **Schw** Adulagebiet (S 152). *C. pendula* Huds. (*C. maxima* Scop.) **Os** Elbsandsteingebirge (S 61); **R** Neandertal (H 5); **Bd** Herthen (L 32); **B** Weilheim (V 20); **N** Lobau (A 79); **S** Attersee—Mondsee (V 9); **Schw** Liestal (H 81); var. *ramulosa* Beck **N** Seitenstetten (H 11). *C. alba* Scop. **Bd** Säckingen, Wallbach (L 33); **B** (P 53); **St** Gesäuse b. Hieflau (H 56); **Kr** (P 12); **Schw** Wallis (P 6). *C. humilis* Leysser **Wb** Pfullingen (E 9); **B** (P 53); **M** Zerawitz (W 28); **St** Gösting u. Tal b. Graz (H 56), Falkenberg (F 61); **Kr** (P 12); **Schw** Merlingen—Beatenberg (F 21), Wallis (P 6). *C. digitata* L. **Br** Berlin (A 105); **B** (P 53); **Schw** Wallis (P 6); B. *pallida* A. et G. **Br** (A 115). *C. ornithopoda* Willd. (*C. ornithopus* A. et Gr.) **Ns** Hannover (B 123), Ith, Lauenstein (B 125); **Hc** Windischholzhausen (R 14); **B** (P 153); **Schw** Wallis (P 6). *C. subnivalis* Arv.-Touv. (*C. ornithopoda* Willd. var. *castanea* Murbeck + var. *C. ornithopodioides* Hsm.) (K 75); var. *castanea* Murb. (*C. elongata* Aschers. et Gr., *C. ornithopodioides* auct. plur.) **Schw** Thusis, Melans, Kistenpaß (S 67). *C. ornithopodioides* Hsm. (*C. reclinata* Facch. *C. subnivalis* Arv.-Touv.). **Schw** Aiguille de Varens (C 38). *C. mucronata* All. **B** Brünnstein (V 20); **Schw** Ofenstraße 1300 m (S 67), Foil Cotschen, Rots (B 130). *C. brachystachys* Schrank (*C. tenuis* Host) **B** Tatzelwurm (V 20); **Schw** Axenstraße, Hirzli, Hirzel (S 67), Bärloch (N 7), Hirzel, Tößstock (N 4). *C. semper-*

virens Vill. **Bd**, **Wb** (E 15); **B** Isargebiet (G 20). *C. firma* Host **B** Berchtesgaden (R 46); **N** Dürrnstein (A 74); **Schw** Welschenberg (N 4, S 67), Durrspitz (N 7), Cavierplatte b. St. Antönien (S 72). *C. atrofusca* Schkuhr (*C. ustulata* Wahlenb.) **Schw** Val des Dix (P 5). *C. ferruginea* Scop. **S** Salzburg (K 34); **St** Drahtekogel (K 55); **Schw** Axenstraße: Sisikon 440 m (S 67), Allmannkette (N 7), Rumpfwald (S 27); var. *transiens* Kükenth. **Schw** Furkastraße (K 34). *C. refracta* Willd., Schkuhr **Schw** Monte Salvatore (K 34). *C. silvatica* Huds. **Op** Puschdorf (A 40), Pillkallen (F 93), Heydekrug (F 90); **Ps** Alt-Boyen (V 32); **L** Abbazzia (K 34); f. *pumila* Fiek **Sl** Jauer (K 34). *C. strigosa* Huds. **Sw** Hamburg (P 33). *C. depauperata* Good. **Schw** Fully (B 21, J 10, P 8, R 34). *C. Michelii* Host **Bö** Krumau (P 9); **St** Buchkogel (F 80); **Kr** (P 12). *C. distans* L. **Op** Johannisburg (K 4); **Me** Neubrandenburg (K 38); **B** Isargebiet (G 20); **Schw** Solothurn (L 50); var. *pendula* **Br** Nauen (A 114). *C. fulva* Good. (*C. Hornschuchiana* Hoppe) **Op** Ragnit—Tilsit (L 22); **Ns** Osnabrück (M 68); **Hc** Weimar (T 30); **B** Feucht (S 121); **N** Seitenstetten (H 11); **S** Eglsee (V 9); var. *approximata* u. *longebracteata* **Br** Spandau (A 114); var. **discolor** Vollm. **B** verbreitet (V 25). *C. punctata* Gaud. **Schw** Verzascatal (C 26, R 34), Roveredo, Misox (S 67). *C. extensa* Good. **Sw** Cuxhaven (P 41), Röm (J 1); **Ns** Borkum (S 131), Norderney (S 12); var. **pseudo-Hornschiana** Murr **L** Pola (M 81). *C. flava* L. **Sw** Hamburg (P 33); **Ps** Alt-Boyen (V 32); **B** Regensburg (P 53); var. *alpina* Kneucker **Schw** Berner Oberland (F 25). *C. lepidocarpa* Tausch **Op** Insterburg (F 93); **Me** Stargard, Ratzeburg (K 38); **Wb** Pfullingen (E 12); **B** (P 53), Hutberg (E 28); **Schw** Berner Oberland (F 25); lus. **androdystachia** Ulbrich **Br** Lubowsee (U 5, M 63). *C. Oederi* Ehrh. **B** Isargebiet (G 20); var. *vulgaris* Marss. **B** (P 53); var. *elatior* Anders. **Sw** Röm (J 1); var. *canaliculata* **Me** Stargard (K 38); var. *canaliculata cyperoides* **Br** Lychen (A 114). *C. Pseudocyperus* L. **N** Seitenstetten 0 (H 11); f. *mazoviensis* Zal. **Sw** Hamburg (P 33). *C. rostrata* With. **Op** Heydekrug (F 90); **St** Wundschuh (F 63); var. *acrogyne* **Op** Johannisburg (K 3); var. *latifolia* Aschers. **B** Haspelmoor (V 20); f. **umbrosa** P. Junge **Sw** Lübeck (J 50); f. m. **furcata** P. Junge **Sw** Stormarn (J 50). *C. vesicaria* L. **St** Wundschuh (F 63); **Schw** Berner Oberland (F 25); f. *brachystachys* Uechtr. u. f. *pendula* Uechtr. **Sl** Breslau (S 85); b *robusta* Sonder **Wp** Löbau (P 81). *C. acutiformis* Ehrh. (*C. paludosa* Good.) **Schw** Tessin (C 22); var. *spadicea* Roth **Os** Dresden (S 61); var. *abbreviata* u. *minor* **Br** Spandau (A 114). *C. riparia* Curt. **St** Gratwein (F 64); f. *acrogyna* **Hc** Weimar (T 31); var. *reticulosa* Torges **Hc**

Erfurt (R 13); f. **clavaeformis** J. Schmidt **Sw** Meldorf (P 35); f. m. **furcata** J. Schmidt u. f. **multifurcata** J. Schmidt **Sw** Dithmarschen (J 50). *C. lasiocarpa* Ehrh. (*C. filiformis* auct. non L.) **Op** Johannisburg (K 3, 4); **Wp** Rosenberg (P 76); **Hc** Erfurt (R 50); **S** Eglsee (V 9); **St** Neumarkt (F 61); **Schw** Freiburg (J 30); f. **robusta** P. Junge **Sw** Lauenburg (J 50); f. **stricta** Junge **Sw** Hamburg (J 50). *C. hirta* L. **Wb** Pfullingen (E 9); **Kr** (P 12). *C. hirta* lus. *feminea* **P** Swinemünde (K 34); var. *hirtaeformis* (Pers.) **Me** Stargard (K 38); **Ms** Anhalt (H 101); **B** Isargebiet (G 20); **N** Seitenstetten (H 11), Hermannskogel (H 8); **T** Trient, Meran (M 101); **Schw** Solothurn (L 50); f. *cladostachys* **Wp** Stargard (K 34); var. *major* Peterm. **Wp** Löbau (P 76); **Sw** Hamburg (P 32); **Bö** Aussiger Mittelgebirge (D 36); var. *paludosa* A. Winkler **Br** Berlin (A 115); var. **elatior** Lüscher **Schw** Solothurn (L 50). *C. aristata* RBr. var. *Kirchsteiniana* Aschers. **Br** Friedrichshof (K 34). *C. Fritschii* Waisb. **St** Windenau b. Marburg (F 78). *C. arenaria* × *brizoides* (*C. pseudo-arenaria* Rchb.) **Br** Spremberg (A 71, 115); **Os** Königsbrück (S 61). *C. Bueki* × *Goodenoughii* **Sl** Parchwitz (S 77). *C. brizoides* × *remota* (*C. Ohmuelleriana* O. F. Lang) **Bö** Brdygebirge (D 36). *C. caespitosa* × *stricta* **Br** Köpenick (A 114). *C. caespitosa* L. × *Goodenoughii* Gay. [*vulgaris* Fries] (*C. peraffinis* Appel) **Sl** Lüben (K 34); f. **super-caespitosa** Junge u. f. **super-Goodenoughii** P. Junge **Sw** Hamburg (J 50). *C. canescens* × *remota* **Os** Dresden (S 61). *C. canescens* × *stellulata* **Schw** Veltlin (S 67). *C. Davalliana* Sm. × *dioica* L. **Sl** Liegnitz (K 34). *C. digitata* L. × *ornithopus* Willd. f. *superdigitata* Willd. **Hc** Weimar (K 34); **B** Kehlheim—Weltenburg (V 25). *C. dioica* × *canescens* (*C. microstachys* Ehrh.) **Sw** Hamburg (P 32); f. **super-dioica** P. Junge u. f. **super-canescens** P. Junge **Sw** Stormarn, Ahrensburg (J 50). *C. dioica* × *stellulata* **Br** Berlin (A 115). *C. distans* L. × *Hornschuchiana* Hoppe **Hc** Weimar (T 30); **B** Pilsensee (V 28). *C. distans* × *silvatica* **B** Ermreut (S 121). *C.* **fimbriata** × **sempervirens** **Schw** Puschlav: Canziano-Alpe (K 77). *C. flava* × *fulva* (*C. xanthocarpa* Degland) **B** (P 53); **Schw** Solothurn (L 50). *C. flava* × *Hornschuchiana* (*C. fulva* Good.) (K 78) **Op** Insterburg (L 24); **B** Isargebiet (G 20), Kiefertal (V 20); **S** Jägersee i. Kleinarl (H 8), Eglsee (V 9); **Schw** Mayenfeld, Statz (S 67). *C. flava* × *lepidocarpa* **Br** Baruth (A 114). *C. flava* × *Oederi* **Wp** Löbau (L 23); **Br** Baruth (A 114); **Schw** Sufers (S 67); f. *canaliculata* Callmé **Bd** Altenheim—Ichenheim (K 34). *C. flava vulgaris* × *lepidocarpa* Haußkn. (*C.* **Pieperiana** P. Junge) **Sw** Stormarn, Lübeck (J 50). *C. foetida* × *lagopina* **Schw** Berner Oberland (F 25). *C. Goodenoughii* × *stricta* **Schw** Camphèrer-

See, Vulpera (S 67). *C.* **Goodenoughii** × **trinervis** (*C.* **Timmiana** P. Junge) **Sw** Röm (J 50). *C. gracilis* × *riparia* **E** (J 45). *C. gracilis* × *stricta* **Br** Berlin (A 114). *C. gracilis* × *stricta* f. *super-gracilis* **Os** Meißen (S 59). *C. Hornschuchiana* × *lepidocarpa* **B** Schäftlarn (V 20). *C. Hornschuchiana* × *Oederi* **B** Meisinger Schlucht (V 20). *C. irrigua* × *limosa* **Sl** Weiße Wiese (S 79). *C. lagopina* × *Persoonii* **Schw** Berner Oberland (F 25). *C. lasiocarpa* × *vesicaria* **Wp** Steegen a. d. Nehrung (G 68). *C. lepidocarpa* × *Oederi* **Br** Baruth (A 114). *C. ligerica* × *brizoides* **Br** Spremberg (A 115). *C. Oederi* × *punctata* (*C. adulterina* Chenev.) **Schw** Monte Ceneri (C 19, S 67). *C.* **ornithopoda** Willd. × **digitata** L. **Bd** Kriegertal (K 32). *C. Pairaei* × *paniculata* **Schw** Vallée d'Abondance (C 38). *C. paniculata* × *canescens* (*C. silesiaca* Figert) **R** Hilden (H 5). *C. paniculata* × *diandra* **Sw** Hamburg (P 33); mit f. *super-paniculata* Kükenth. subf. **typica** P. Junge u. subf. **major** P. Junge und f. **super-diandra** P. Junge **Sw** (J 49). *C. paniculata* × *paradoxa* **Sw** Hamburg (P 33). *C. paniculata* L. × *remota* (Schwarzer) f. *intermedia* **Br** Eberswalde (K 34); f. *per-paniculata* **Sw** Hamburg (P 33). *C. paradoxa* × *canescens* (*C. Schuetzeana* Figert) f. **super-paradoxa** Kükenth. **Sw** Brooks (J 50). *C.* **paradoxa** × **canescens** f. **super-canescens** Kükenth. **Sw** Stormarn (J 52), Brooks (J 50). *C. paradoxa* × *diandra* A. et Gr. (*C. limnogena* Appel) **Sw** (P 33); f. **super-paradoxa** P. Junge u. f. **super-diandra** P. Junge **Sw** Stormarn, Bramstedt, Lübeck (J 50). *C. paradoxa* × *paniculata* (*C. solstitialis* Figert) **Br** Prenzlau (A 115); **Bö** Weißwasser (P 48). *C.* **paradoxa** × **remota** (*C.* **Rieseana** Figert) **Sl** Wühleisen (F 17, S 85). *C. Pseudocyperus* × *rostrata* Thorstenson (*C.* **Schmidtiana** P. Junge) [corr. pro *C. Just Schmidtii*] f. **super-pseudocyperus** P. Junge, f. **intermedia** P. Junge u. f. **super-rostrata** P. Junge **Sw** Lübeck (J 50, 52). *C.* **pseudocyperus** L. × *vesicarius* L. (*C.* **Wolteri** Groß) **Wp** Tiegenhof (G 68). *C. remota* × *brizoides* (*C. Ohmuelleriana* O. L. Lang) **N** Seitenstetten (H 11). *C. remota* × *elongata* (*C.* **Ploettneriana** Beyer) **Br** Rathenow (B 70). *C. remota* × *vulpina* (*C. Crepini* Torges, *C. Boenninghausiana* auct.) **N** Seitenstetten (H 13). *C. remota* L. × *vulpina* var. *nemorosa* (Rebent.) Kn. **Hc** Weimar (K 34). *C. rigida* Good. × *vulgaris* Fr. (*C. decolorans* Wimm.) **Sl** Riesengebirge, Pantschewiese (K 34). *C. rostrata* × *lasiocarpa* (*C.* **Prahliana** n. nom. P. Junge) **Sw** Stormarn (J 48). *C. rostrata* × *vesicaria* (*C. Pannewitziana* Figert) **Os** Dresden (S 61); **B** Nürnberg (D 21); var. **glomerata** Kaulf. **B** Nürnberg (D 21). *C. stellulata* × *canescens* **Br** Berlin (A 115). *C. stricta* Good. × *vulgaris* Fries **Sl** Lüben, Neuhof (K 34); **Os** Großenhain (S 61); **Mr** St. Remig (K 34); **Bd** Eggenstein—Neureuth (K 34);

B Haspelmoor (V 20); f. *super-vulgaris* **Os** Dresdener Heide (S 59). *C. vulgaris* × *caespitosa* **R** Hilden, Unterbach (H 5). *C. vulgaris* × *clavaeformis* ? **Schw** Freiburg (J 29).

Coleanthus subtilis Seidl*) **Os** Am Großen Teich bei Freiberg (S 60, 61); **M** Zbirow (K 31). *Oryza clandestina* (Weber) A. Br. (*Leersia oryzoides* Sw.) **Op** Straddicktal (A 13), Heydekrug (F 89); **Sw** Hamburg (P 32); **Os** Dresden (S 61); **O** Ried i. J. (H 8). † *Phalaris canariensis* L. **Op** Tilsit (F 92); **M** Kunrowitz—Königsmühle (W 36); **St** Staatsbahnhof in Graz (F 66); **Schw** Zürich (S 25). † *Ph. brachystachys* Link **E** Straßburg (L 48); **Schw** Zürich (N 11). † *Ph. minor* Retz. **Op** Königsberg (A 19, B 91); **Sw** Hamburg (P 32); **Schw** Zürich (N 11). † *Ph. paradoxa* L. **Schw** Zürich (N 11). *Ph. arundinacea* L. **B** Nürnberg (K 31); f. **ramifera** P. Junge **Sw** Lauenburg, Stormarn (J 48). † *Ph. angusta* Nees **Bd** Freiburg (T 7). *Anthoxanthum odoratum* L. **Schw** Zürich + (N 11); var. *longiaristatum* A. et G. **Sw** Geesthacht, Jtzehoe (P 34); var. *montanum* A. et G. **Schw** Tessin (C 21, 22); var. *umbrosum* f. *laxum* Engler **Wp** Löbau (P 76); var. *silvaticum* A. et Gr. **Ms** Anhalt (H 101); var. *strictum* A. et G. **Sw** Geesthacht, Lübeck etc. (P 34); **Schw** Tessin (C 22); var. *tenerum* A. et G. **Sw** Büchen (P 34); **Ms** Anhalt (H 101); var. *villosum* Lois. **Sw** Hamburg (P 32, 34); **Ms** Anhalt (H 101); **B** Steinach (K 31), Nürnberg (G 66); f. **lubacense** P. Junge **Sw** Lübeck (J 48); f. **giganteum** P. Junge **Sw** Stormarn (J 48); var. **verticillata** Rohlena und var. **pubiculmis** Rohlena **Bö** Prag (R 44). † *A. aristatum* Boiss. (*A. Puellii* Lecocq et Lam.) **Op** Königsberg (G 59); **Ns** Osnabrück (M 68); **Br** Potsdam (A 115); **Os** Königsbrück (S 61), Dresden (S 59); **Bd** Freiburg (F 85); **B** Dutzendteich (E 27); **Schw** Zürich (N 11). *Hierochloë odorata* (L.) Wahlenbg. **Op** Allethal (A 23), Tilsit—Ragnit (F 93); **Wp** Weichselgelände (S 50); **Sw** Horner—Bildwärder Park (P 34); **Ns** Geesteniederung mehrfach (P 40); **Os** ? (S 59); **Wb** Ulm (H 33); **B** Landshut (G 18); **Schw** Vauvry (K 31); f. *Uechtritzi* Aschers. **Sl** Breslau: Carlowitz (S 77). *H. australis* R. et Sch. (*H. hirta* (Schrank) Hayek) **Op** Johannisburg (K 4); **Os** Dresden (S 61); **B** Kordigast (D 21); **St** Steinbrück (H 56). *Andropogon Jschaenum* L. **Hc** Halle (F 28), Thüringen (R 49); **Bd** Hohenthengen, Eglisau (H 128), Säckingen—Wallbach (L 33); **St** Strettweg (F 61); **Schw** Solothurn (L 50), Merlingen—Beatenberg (F 21). *A. Gryllus* L. **St** Hardin b. Pettau (H 56), Pettau (K 54. F 76); **Schw** Leggia, Misox (S 67). *A. halepensis* (L.) Brot. **B**

---

*) Anordnung nach ASCHERSON P. und GRAEBNER P., Synopsis II Bd., 1. Abt. p. 1 — ff.

Forsthof (S 125); **Schw** Sion (K 31); subvar. *mutica* Hackel **Schw** Sion (K 31). *Tragus racemosus* L. **T** Gries b. Bozen (S 121). † *Panicum sanguinale* L. **Ns** Bremerhaven (P 40); **Wb** Ulm (H 31, 33); f. *variegatum* **Sl** Breslau: Lehmdamm (S 77). † *P. ciliare* Trin. **Schw** Zürich (N 11). † *P. lineare* Krocker (*Digitaria filiformis* Koel.) **B** (P 53), Schöffau (V 20); **Schw** Zürich (N 11), Freistadt (J 31), Matt b. Schwanden (N 3); f. *prostratum* A. et G. **Sw** Boberg (P 34). † *P. vaginatum* (Sw.) Gr. et G. (*Paspalum vaginatum* Sw.) **Br** Anhalt (A 115). *P. crus galli* f. *variegatum* **Sl** Breslau: Vorderbleiche (S 77); f. *longisetum* Döll **Wb** Friedrichshafen (E 12); var. **Rohlenae** Domin **Bö** (D 26). *P. miliaceum* L. **Schw** Zürich (S 25). † *P. capillare* L. **B** Untersendling (V 21); **T** Innsbruck (M 79); **Schw** Zürich (N 11). *P. undulatifolium* Ard. **T** Niederlana b. Bozen (K 31). *P. verticillatum* (L.) ABr. (*Setaria verticillata* PB.) **Mr** Kreuznach (K 31); **Schw** Laegern (N 7), Zürich (S 25), Berner Oberland 0 (F 25). *P. ambiguum* (Guss.) (*Setaria ambigua* Guss.) **Sw** Hamburg (P 32); **Mr** Kreuznach (K 31); **E** Rheinebene (J 45); **Bd** Freiburg (T 5); var. *Weinmannii* R. et Sch. (*Setaria purpurascens* Opiz) **Bö** Kuttenberg (D 26). *P. germanicum* Mill. (*Setaria germanica* P. Beauv.) **B** Forsthof (S 125); **O** Lambach-Haag (H 8); **St** Kroisbach (F 74); **Schw** Zürich (S 25). *P. glaucum* L. (*Setaria glauca* P. Beauv.) **B** Isargebiet (G 20). † *P. dichotomum* **B** Tüllnau (S 121). † *P. Scribnerianum* Nash. f. *glabrata* **Bd** Karlsruhe (K 33). *P. ambiguum* Murr. × *purpureum* L. **Bd** Rothenfels (K 33). *P. glaucum* × *viride* (*P. reclinatum* (Vill.) DT., *Setaria glauca* × *viridis*, *S. reclinata* Vill.) **Schw** Tessin (C 22). † *Cenchrus tribuloides* **Br** Anhalt (A 115). † *Cynodon Dactylon* (L.) Pers. **Ms** Anhalt (H 101); **Mr** Gaualgesheimer Berg (K 31); **E** (J 45); **Bd** Karlsruhe (K 31); **Bö** Smichow (H 28); **Schw** Zürich (S 25, N 11). † *Chloris virgata* **Br** Anhalt (A 115). † *Beckmannia eruciformis* **Os** Dresden (S 59). † *Eleusine indica* (L.) Gaertn. **Ns** Bremerhaven (P 40). † *E. tristachya* Knuth **Br** Anhalt (A 115). † *E. Tocusso* Fresen. **E** Straßburg (L 47). *Oryzopsis virescens* (Trin.) Beck (*Piptatherum paradoxum* P. Beauv.) **St** Riez (H 56); **Kr** (P 12). *Stipa aristella* L. **T** Mezocorona (M 104). *St. pennata* L. **Wp** Weichselgelände (S 50), Liebental (S 52); **B** Isargebiet (G 20); **N** Lobau (A 79); **Schw** Ofenstraße: Zernetz (S 67), Merlingen—Beatenberg (F 21); var. *mediterranea* A. et G. **Kr** (P 12). *St. capillata* L. **N** Deutsch-Wagram (K 31); **Schw** Sion (K 31), Schynpaß: Solisbrücke (S 67). *St. Calamagrostis* (L.) Wahlenb. (*Lasiagrostis Calamagrostis* Link) **Hc** Eisleben (H 37); **Kr** (P 12); **T** Ratzes (J 46); **Schw** Ragaz—Pfäfers (K 31). *Nardus stricta* L. **B** Arber (H 69); **Kr** (P 12); **Schw** Vorder-Rumpf: Tweralpspitze (S 27). *Mibora minima* (L.) Desv. **B** (P 53). *Alopecurus utriculatus* Pers. **Schw** Zürich + (N 11). *A. pratensis* L. **Schw** Furka-Längis 240 m (W 51), Altdorf, Erstfeld (S 71); var. **caudatus** Domin **Bö** Vorlik a. d. Moldau (D 26). *A. ventricosus* Pers. var. *exserens* A. et G. **P** Swinemünde (K 31). *A. bulbosus* Gouan **Ns** (B 147), Geestemünde (P 39, 40, K 31); **Schw** Zürich + (N 11). *A. geniculatus* L. **Wb** Berg (E 12); **Schw** Zürich + (N 11); f. **robustior** Hackel **Sl** Liegnitz (K 31); f. **radicans** P. Junge **Sw** Segeberg (J 48); var. *natans* Wahlenb. **B** Nürnberg (K 31). *A. fulvus* Sm. **Sw** Poppenbüttel (P 34); **B** Nürnberg (K 31); **St** Podoinzen b. Pettau (H 56), Wundschuh (F 63), Doblbad—Lieboch (F 61); var. **natans** Groß **B** Nürnberg (K 31). *A. fulvus* × *pratensis* **Sl** Neiße (S 77). *A. geniculatus* × *pratensis* **Op** Mingstimmen (A 38); **Os** Kamenz (S 59). *A. geniculatus* L. × *pratensis* L. f. *subgeniculatus* **Bö** Opocéno (K 31). *A. pratensis* L. × *ventricosus* Pers. (*A. arundinaceus* Poir. var. *exserens* Marss.) **P** Swinemünde, Ostseeinseln (K 80). *Phleum pratense* L. **Sw** Röm (J 1); f. *macrochaetum* Doell **Bö** Prag: Baumgarten (D 45); var. **subalpinum** Domin **Bö** Reserva-Bach b. Tok (D 26); var. *bracteatum* A. Br. **Ms** Anhalt (H 101); var. *nodosum* L. **B** Isargebiet (G 20). *Ph. alpinum* L. **B** Bayerischer Wald (P 27), Berchtesgaden (R 46); **St** Drahtekogel (K 55); **Schw** Riffelalpe (K 31). *Ph. Boehmeri* Wibel (*Ph. phalaroides* Koel.) **Op** Johannisburg (K 3); **Ps** Alt-Boyen (V 32); **N** Seitenstetten (H 11); **St** Judenburg (F 61); **T** Ratzes (J 46); **Schw** St. Nikolaus i. Vispertal (K 31); f. *vivipara* **Op** Tilsit (F 92). † *Ph. graecum* Boiss. et Heldr. **Schw** Zürich (N 11). † *Ph. subulatum* (Savi) A. et G. (*Ph. tenue* Schrad.) **E** Straßburg (L 47); **T** Innsbruck (M 80); **Schw** Zürich (N 11). *Ph. bulbosum* Richter **T** Innsbruck (M 80). † *Ph.* **graecum** × **subulatum** Volkert **Schw** Zürich (N 11). † *Lagurus ovatus* L. **Schw** Zürich (N 11). † *Polypogon monspeliensis* (L.) Desf. **Br** Anhalt (A 115); **Schw** Zürich (N 11). † *Gastridium lendigerum* (L.) Gaud. **Schw** Zürich (N 11). † *Sporobolus indicus* (L.) RBr. **Br** Anhalt (A 115). *Sp. cryptandra* A. Gray var. *stricta* Scribn. **T** Innsbruck (M 80, D 21). *Agrostis alba* L. (*A. stolonifera* auct.) **Sw** Eidergebiet (R 16); **Ns** Langeroog (F 37); var. *gigantea* Roth und var. *prolifera* A. et Gr. **B** Nürnberg (G 66); var. *flavida vulgaris* monstr. *vivipara* **Br** Lychen (A 114); **Schw** Tessin (C 22); var. *prorepens* (G. Mayr) Aschers. **P** Ostswine (K 31); **Sw** Mözen (P 34); **Schw** Tessin (C 22); var. *patula* Gaud. **Schw** Tessin (C 22); var. *diffusa* Host **Schw** Tessin (C 30); var. **angustata** Hackel **T** Vela b. Trient (M 101); var. *flagellaris* Neitr. f. **fluitans** Schroet. **Schw** Bodensee, Zürichsee, Langensee (S 67, R 34), Locarno (S 82); var. *coarctata*

Blytt **Sw** Hamburg (P 34); var. **aurea** Domin **Bö** Erzgebirge: Gottesgab, Hoher Spitzberg b. Preßnitz (D 43, 45). *A. vulgaris* L. var. *dubia* (Lam.) **Schw** Tessin (C 22). *A. vulgaris* m. *vivipara* (Rchb.) **Bö** Judenberg—Mückenberg (D 45). *A. tarda* Bartl. **T** Bozen (K 31). *A. stolonifera* L. var. *gigantea* Gaud. **Hc** Erfurt (R 13). *A. alpina* **Schw** St. Gallen: Gäbrisgebiet (S 38). *A. canina* L. *genuina* Gr. et G. **Op** Heydekrug (F 89), Johannisburg (F 91), Insterburg (F 93); **Ms** Dessau (K 31); **B** Nürnberg (K 31, G 66); f. *arida* Schlechtd. **Sw** Beebensee (P 34); f. *stolonifera* Blytt **Sw** Ahrensburg (P 34); **B** Nürnberg (G 66). *A. canina* var. *mutica* Gaud. **B** Nürnberg (G 66). *A. Schleicheri* Jord. et Verlot **T** Innsbruck, Hall (M 106); **Schw** Val d'Illiez—Champéry (S 67), Tessin (C 30). *A. rupestris* All. **B** Arber (H 69); **Schw** Sarine (B 20). *A. spica venti* L. (*A. spica venti* P. Beauv.) f. *flavida* Waisb. **Sw** Lübeck (P 34); f. *purpurea* (Gaud.) **Schw** Wallis (K 31). *A. interrupta* L. (*Apera interrupta* P. Beauv.) **T** Serravalle—Marco (M 104). *Calamagrostis* (L 18, P 67, T 29, 32); **Hc** Thüringen (R 14), Weimar (T 30); **S** Kaprun (H 40). *C. lanceolata* Roth (*C. Calamagrostis* Karst.) **Sw** Röm (J 1); **Hc** Erfurt (R 13); **E** Vogesen (J 45); **B** Neuburg (S 127); f. *viridis* Torges **Sw** Ahrensburg (P 34); var. *Gaudiniana* Rchb. **Os** Dresden (S 59). *C. villosa* Mutel (*C. Halleriana* DC.) **Bd** Hauensteiner Murgtal (L 30), Hottingen (F 85); **B** Isargebiet (G 20), Nürnberg (G 66, S 127); var. *hypathera* Torges **Schw** Tessin (C 31); var. *rivalis* Torges **Os** Nerchau (D 21), Muldental (S 59). *C. villosa* var. **pseudolanceolata** Domin **Bö** Erzgebirge: Satzung—Sebastianberg (D 43, 45). *C. tenella* Host **Schw** Sarine (B 20). *C. alpina* Host **N** Zwettl (L 38). *C. neglecta* (Ehrh.) P. Beauv. **Op** Johannisburg (K 4); **Wp** Rosenberg (P 74); **P** Usedom (K 31); **Me** Neubrandenburg (K 38); **B** Neuburg a. d. D. (E 22, S 127); var. *viridis* Torges **Sw** Lübeck (P 35). *C. varia* (Schrad.) Host (*C. montana* DC.) **Hc** Erfurt (R 13); **E** Oberelsaß? (J 45); **Bd** Säckingen—Wallbach (L 30); **B** Grettstadt (K 31), Pottenstam (S 127). *C. arundinacea* Roth **Bd** a. d. Schwarza (L 32); var. *brachyclada* Torges **B** Weltenberg (S 127); var. *interrupta* Torges **Schw** Tessin (C 30). *C. Epigeios* (L.) Roth **Mr** Maximiliansau (K 31); var. *Reichenbachiana* Grec. subvar. *Huebneriana* (Rchb.) **P** Swinemünde (K 31). *C. epigeios* f. *paralias* **Sl** Grünberg (S 79). *C. pseudophragmites* (Hall) Baumg. (*C. litorea* DC. var. laxa) **Os** 0 (S 59); **N** Seitenstetten (H 11); **Schw** Ecône, Saxon (B 67), Freiburg (J 29). *C. arenaria* (L.) R. et Sch. (*Ammophila arenaria* Link) **P** Thiessow auf Rügen (G 71); **Sw** Föhr (R 16); **Ns** Langeroog (F 37). *C. arundinacea* × *epigeios* (*C. acutiflora* Rchb.) **Op** Crantz (A 9); **Wp**

Löbau (P 76); **Hc** Weimar (K 31). *C. arundinacea* × *lanceolata* (*C. Hartmanniana* Fries) **Op** Rominter Heide (A 7); **Wp** Löbau (L 24). *C. arundinacea* × *lanceolata* (*C. Hartmanniana*) f. *ramosa* Torges **Hc** Weimar (K 31). *C. arundinacea* × *lanceolata* Roth f. *simplex* Torges **Hc** Weimar (K 31). *C. arundinacea* × *lanceolata* (*C. Hartmanniana* Fries) var. *puberula* Torges **Hc** Weimar (D 21). *C. arundinacea* (L.) Roth × *varia* Schrad. (*C. Haussknechtiana* Torges) **Hc** Weimar (K 31). *C. epigeios* × *arenaria* (*C. baltica* (Flügge) Link) **Sw** Röm (R 16). *C. epigeios* × *lanceolata* **Hc** Steigerwald (R 10), Erfurt (A 105). *C.* **tenella** L. × **Agrostis alba** L. (**Agrostis Stebleri** Schroet.) **Schw** Fürstenalp b. Chur (S 64, 67). *Holcus lanatus* L. **Ns** Wangeroog (F 37); **Kr** (P 12); var. *coloratus* Rchb. **Bd** Waghäusel (K 31); **Schw** Tessin (C 22); f. *albovirens* Rchb. **Sw** Farmsener-Moor (P 34). *H. mollis* L. **Ns** Borkum (S 131); **Kr** (P 12); **T** Innsbruck (H 18); f. **flaccida** Rohlena **Bö** Přelouc (R 44); var. **glabra** Lüscher **Schw** Solothurn (L 50). *Avena elatior* L. (*Arrhenaterum elatius* M. et K.) **Kr** (P 12); **Schw** Fluelastrasse 1900 m (S 67); f. *biaristata* **Sw** Bargteheide, Bergedorf (P 34); **Ps** Annaberg (P 28); **Ms** Anhalt (H 101); var. *subhirsuta* m. *pilifera* u. f. **subvillosa** Hermann **Ms** Anhalt (H 101); f. *glauca* Aschers. u. f. *luxurians* **Hc** Erfurt (R 13); lusus **atheromane** Schröter et Elofson **Schw** Zürich (S 67). *A. orientalis* L. **Schw** Zürich (S 25). *A. strigosa* Schreb. **Me** Feldberg, Stargard (K 38). *A. fatua* L. **O** Aistersheim (F 51); **Schw** Lens (K 31), Zürich (S 25). *A. pubescens* Huds. **St** Graz: Rainerkogel (F 82); **Kr** (P 16); var. *glabrescens* **Op** Tilsit (F 92); var. **stenophylla** Domin **Bö** Perucer Mittelgebirge: Strádonič (D 43, 45). *A. Parlatorei* Woods **St** Schwadring (H 56); **Kr** (P 16): **Schw** La Balme [Italien!] (B 17). *A. desertorum* Less. **Bö** Launer Mittelgebirge (P 42); var. *basaltica* Posp. **Bö** Launer Gebirge (K 31). *A. versicolor* Vill. **Schw** Sarine (B 20). *A. pratensis* L. **Wp** Weichselgelände (S 53); **Ms** Anhalt (H 101); **B** Isargebiet (G 20); **N** Krems (V 9), Hundsheimer Berg (A 80); subsp. *subdecurrens* Borb. **Bö** Laun (P 48); var. **stupposa** Podp. **Bö** Laun (P 48); var. **hippeliana** Podp. **Bö** Weißwasser (P 48). *A. alpina* Sm. (*Arenastrum alpinum* Fritsch) **St** (H 45); **Kr** (P 16). *A. pseudoviolacea* Kern. (*Arenastrum pseudoviolaceum* Fritsch) **T** Fedaja—Bordoi (H 18). *A. planiculmis* Schrad. **St** (H 45). *Trisetum flavescens* (L.) P. Beauv. (*Avena flavescens* L.) **Op** Tilsit (F 92); **Wp** Putzig (P 77), Löbau (P 76); **O** Aistersheim (F 51); var. *variegatum* M. et K. **Me** Neubrandenburg (K 38); **Hc** Erfurt (R 13); **T** Niederdorf, Toblach (F 51); ssp. *alpestre* (Host) A. et G. f. **Tirolensis** Hackel **T** Schluderbach (K 31). *T. distichophyllum*

(Vill.) RBr. (*Avena distichophyllum* Vill.) **B** Schachen (H 68); **St** Dachstein-Südhänge (H 56); **T** Gleirsch (F 51); **Schw** Riffelberg (K 31). *T. argenteum* (Willd.) R. et Sch. (*Avena argentea* Willd.) **St** Steineralpen: Okrešelhütte (H 56); **K** Loibl (F 51), Wildensteiner Graben (S 2); **T** Prags (F 51). *T. spicatum* (L.) Rchb. (*Avena subspicata* Clairv.) **Schw** Riffelberg (K 31). † *T. paniceum* (Lam.) Pers. (*Avena neglecta* Savi, *Trisetum neglectum* R. et Sch.) **Bd** Freiburg (F 85); **Schw** Zürich (N 11). *Aira caryophyllea* L. (*Avena caryophyllea* W. et G.) **Mr** Zweibrücken (T 42); **M** Rainochowitz (G 36). † *A. praecox* L. (*Avena praecox* P. Beauv.) **Mr** Zweibrücken (T 42); **Schw** Zürich (N 11). *A. flexuosa* L. (*Deschampsia flexuosa* Fries) **M** Kohoutowitz (W 33); **St** Bachergebirge: Roßwein (H 56); **Schw** Solothurn (L 50), Sarine (B 20); var. *Legei* Bor. (*A. flexuosa* var. *argentea* F. et C.) **Me** Ratzeburg (K 38); **Sw** Bramstedt (P 34); **Hc** Erfurt (R 13); **Bö** Vorlik im Moldautale (D 36); **Schw** Tessin (C 22); var. **pseudoflexuosa** Domin **Bö** Prag: Maning (D 36). *A. caespitosa* L. (*Deschampsia caespitosa* P. Beauv. var. *genuina* Rchb.) **Op** Ragnit—Tilsit (L 22); **Bd** Karlsruhe—Beierheim (K 31); f. *altissima* (Moench) **P** Swinemünde (K 31); var. *parviflora* (Thuill.) Richter **Sw** Hamburg (P 34); **Schw** Tessin (C 30); f. **vivipara** **Sw** Hamburg (P 34); var. *littoralis* Godet (*Deschampsia littoralis* Reuter) **Schw** Tessin (C 30); var. *Rhenana* (Gremli) Hackel und monstr. *vivipara*, f. **subcolorata** Kneucker und monstr. *vivipara* **Bd Wb B** Bodenseegebiet (K 32). *A. Wibeliana* Sonder (*A. paludosa* Wibel) **Ns** 0 (B 147). *A. cristata* L. (D 42). *Weingaertneria canescens* (L.) Reinh. (*Corynephorus canescens* P. Beauv.) **Sw** Föhr (R 16); **Bö** Chotzen (D 21); subvar. **filiformis** Domin **Bö** Sadská (D 26). *Sieglingia decumbens* (L.) Bernh. **Ps** Alt-Boyen (V 32); **B** Nürnberg (K 31); **N** Neuwaldegg (D 21). *Danthonia calycina* (Vill.) Rchb. (*D. provincialis* DC.) **N** Neuwaldegg (D 21); **Kr** (P 12). *D. calycina* Vill. × *Sieglingia decumbens* (L.) Bernh. (*D. breviaristata* Beck) **N** (D 23), Neuwaldegg (V 10); **Kr** (P 12). *D. provincialis* × *Sieglingia decumbens* (*D. breviaristata* (G. Beck); f. **cleistogama** Vierh. **N** Neuwaldegg (D 21). † *Gaudinia fragilis* (L.) P. Beauv. **Bd** Freiburg (F 85); **Schw** Zürich (N 11). *Sesleria ova* (Hoppe) Kern. (*S. microcephala* DC.) **B** Berchtesgaden (R 46); **Kr** (P 12). *S. sphaerocephala* Ard. **Kr** (P 12); var. *Wulfeniana* (Jacq.) **T** Schlern (K 31). *S. autumnalis* (Scop.) Kern. (*S. elongata* Host) **Kr** (P 12). † *S. argentea* Savi **Schw** Zürich (N 11). *S. coerul* Ard. var. *calcaria* Asch. et Gr. (*S. varia* (Jacq.) Wettst.) **S** Mondsee (V 9); **Kr** (P 12); **Schw** Tessin (C 21, 22); var. *Ratzeburgii* A. et G. **Hc** Kohnstein, Pforta (S 11); **Schw** Appenzell (S 11); var.

uliginosa Opitz **N** Moosbrunnen—Laxenburg (K 31); **Schw** Schanfigger Heuberge (S 64). *S. tenuifolia* Schrad. **Kr** (P 12). *Arundo phragmites* L. *typica* A. et G. × *genuina* A. et G. (*Phragmites communis* Fries) **Mr** Speier; **Bd** Maxau—Eggenstein (K 31); **B** Bernlohe (S 125); **St** Hart b. Graz (H 56); var. *flavescens* Cust. **N** Seitenstetten (H 11); f. *stolonifera* G. F. W. Meyer **P** Swinemünde (K 31); **Sw** Röm (K 31); **Schw** Bodensee, Greifensee, Murtnersee, Wauwilermoos (S 67); var. *pseudodonax* (S 101); **Br** Luckau (S 101); var. *humilis* De Not. **Sl** Breslau: Oltaschin (S 77); var. *striatipicta* Rchb. **Sw** Röm (J 1); var. *picta* **B** Isargebiet (G 20).

Molinia coerulea (L.) f. *depauperata* A. et G. **Sw** Bröthen (P 35); f. *viridiflora* Lej. **Sw** Röm (J 1); **B** Nürnberg (G 66). *M. arundinacea* Schrank **St** Ponigl (F 73), Ragnitz (F 68). *M. littoralis* Host (*M. altissima* Lk.) **N** Heßhütte (A 94); **L** Parenzo (C 2). *Diplachne serotina* (L.) Lk. (*Molinia serotina* M. et K.) **M** Rothigel (W 39); **T** Waidbruck—Kastelruth (K 31). *Melica ciliata* L. **St** St. Stefan a. Gratkorn (F 82); **Schw** Merlingen—Beatenberg (F 21); var. **phonolithica** Podp. **Bö** Bösig (P 48). *M. transsilvanica* Schur var. *Holubyana* A. et G. **Bö** Velká Hora b. Karlstein (D 36). † *M. altissima* L. **Sl** Görlitz (S 77). *M. nutans* L. **Op** Tilsit (F 92); **Br** Frankfurt (B 121); **Ps** Alt-Boyen (V 32). *M. picta* C. Koch **Br** Halberstadt (B 35); **Os** Meißen (S 59); **Hc** Klettbach (R 14), Erfurt (R 13); **Schw** Schaffhausen ? (S 67). *M. uniflora* Retz. **Op** Wildenhoff (A 24); **Wp** Löbau (P 76); **Schw** Fully, Gueurotz (B 67). *Koeleria* (D 33); **Hc** (D 46); **Bö** (D 28); **St** (F 50). *K. nitidula* Velen. **Bö** Langer Berg (D 26). *K. Vallesiana* Gaud. **E** Rufach—Westhalten (J 39, 45), *K. albescens* DC. **Ns** (B 147). *K. cristata* (L.) Pers. **Op** Tilsit (F 92). *K. ciliata* Kern. **Os** (S 59); var. *montana* Hsm. **T** Ratzes (J 46); var. *rigidiuscula* Domin **Bö** Brdygebirge: Pribram (K 31); var. **pseudocristata** Domin **Bö** Prag (D 26). *K. gracilis* Pers. **Os** (S 59); **St** Gösting (F 47, 60), Pettau, Marburg (K 54); **Schw** Eglisau (S 67, N 4); f. *lasiantha* G. Beck **Bö** Unter-Berkovic (D 36); f. *elatior* Velen. **Bö** Auscha im böhm. Mittelgebirge (D 36). *K. glauca* (Schrk.) DC. **Op** Tilsit (F 92); **N** Baumgarten (T 3). *K. arenaria* Dum. var. *intermedia* (Ahlq.) **Ns** Cuxhaven (D 38). *K. hirsuta* Gaud. **Schw** Tessin vielfach (C 24, R 34). *K. eriostachya* Pançic **St** Steineralpen: Steinersattel (H 56). *K. carniolica* Kern. **St** Sulzbacher Alpen (F 60). † *K. phleoides* (Vill.) Pers. **Schw** Zürich (N 11); var. **pseudo-Airopsis** Murr **L** Pola (M 81). *E. megastachya* Link († *E. major* Host.) **Sw** Hamburg (P 32); **K** St. Leonhard i. S. (B 56); **T** Innsbruck (M 79); **Schw** Freiburg (J 29); var. *contracta* Link ? **Ns** (P 40). *E. minor* (L.) Host (*E. poaeoides* P. Beauv.)

Br Koepenick (A 115); **Mr** Zweibrücken (T 42); **B** (P 53), Starnberg (V 21); **Bö** Krumau (P 9): **St** Krems—Voitsberg (F 82), Marburg (H 56): **K** Lavamünd (B 56): **Schw** Zürich (S 25), Chur (B 130). *E. pilosa* (L.) P. Beauv. **Bd** Karlsruhe (K 31); **St** Marburg (H 56); **Schw** Zürich (S 25), Solothurn (L 50). *Dactylis glomerata* L. *α typica* Asch. et Gr. **B** Nürnberg (K 31); **Kr** (P 12): **Schw** Val des Dix (P 5); var. *pendula* Dumort. **Wp** Löbau (P 76): var. *ciliata* Peterm. f. **abbreviata** Domin **Bö** Vorlik (D 26); f. **puberula** Hermann **Ms** Anhalt (H 101). † *D. hispanica* Roth var. *lobata* **Hc** Jena (J 21). *D. Aschersoniana* Graebn. (*D. glomerata* var. *lobata* Drej.) **Op** Straddicktal (A 13), Johannisburg (K 3); **Wp** Weichselgelände (S 53); **Os** Leipzig, Dresden (S 58); **Hc** Jena (J 21); **E** Rheinebene (J 45); **Bö** Koda b. Beraun (D 26). *Poa* **B** (K 41). *P. annua* L. **B** Nürnberg (K 31); var. *reptans* Haußkn. **St** Kirchdorf b. Pernegg (F 80); var. *vivipara* **Schw** Tessin (C 31); var. *natans* A. et Gr. **Sw** Barghorst (P 34). *P. supina* Schrad. (H 3): **Os** Erzgebirge (S 59); **Schw** Tessin (C 22). *P. bulbosa* **Wp** Weichselgelände (S 53); **Me** Stargard (K 38). † f. *vivipara* **Op** Königsberg (B 92); f. **flavescens** Rohlena **Bö** Prag (R 44). *P. alpina* L. **Os** Böhmerwald ? (S 59); **Bd** **Wb** (E 15); **Bö** Arber (H 69); **Schw** Albulapaß (K 31), Hütten (N 4) *typica* Beck f. *vivipara* (L.) **Schw** Riffelalpe (K 31), Hinter Rumpf (S 27); var. *divaricata* Schur **Schw** Tessin (C 21); var. *minor* Hoppe **Schw** Tessin (C 22); var. *glaucescens* Beck **Schw** Tessin (C 31). *P. Badensis* Haenke **Mr** Ingelheimer Heide (K 31); **M** Zerawitz (W 28); **N** Braunsberg (A 74). *P. laxa* Haenke **St** Hochgolling (H 56); **Schw** Verzasca (C 26). *P. minor* Gaud. **B** Nebelhorn (K 31); **T** Val Fondo (K 31); **Schw** Sarine (B 20). *P. pumila* Host **St** Schladminger Ramsau (H 54). *P. cenisia* All. **Wb** Leutkirch (E 15); var. *Halleridis* R. et Sch. **Schw** Sarine: Arnenhorn b. Etivaz 2000 m (B 20, R 34). *P. caesia* Sm. **Kr** Vremščiča (J 55); **Schw** Tessin: Lucomago (C 24, R 34). *P. nemoralis* L. var. *vulgaris* Gaud. **Hc** Erfurt (R 13); **Bd** Karlsruhe (K 31); var. *tenella* Rchb. **Schw** Tessin (C 22); var. *uniflora* Gaud. **Schw** Tessin (C 31); var. *agrostoides* A. et G. **S** Schödersee: Großarl (H 8); **T** Ratzes (J 46); **Schw** Tessin (C 22); var. *montana* Gaud. **Schw** Tessin (C 30); var. *coarctata* A. et G. **Schw** Tessin (C 30); var. *rigidula* M. et K. **Hc** Erfurt (R 13); var. *glauca* Gaud. **Hc** Erfurt (K 13); **Schw** Tessin (C 22), Riffelberg b. Zermatt (K 31). *P. palustris* L. (*P. fertilis* Host, *P. serotina* Ehrh.) **Hc** Erfurt (R 13); **Bö** Krumau (P 9); **N** Seitenstetten (H 11); **St** Gratwein (F 57); **Schw** Solothurn (L 50, P 83, R 34), Ecö (B 67). *P. compressa* L. var. *typica* A. et G. **Mr** Maximiliansa

(K 31). *P. Chaixii* Vill. (*P. sudetica* L.) **Op** Johannisburg (K 3); **Ps** Alt-Boyen (V 32); **Sl** Jauer (K 31); **St** Turrach, Etrachsee (K 59 a); **Schw** Uster, Kt. Zürich (S 67), Tessin (C 22), Volketswil (N 4); f. *laxa* G. F. W. Meyer **Op** Puschdorf (A 40); **St** Judenburg (F 78). var. *remota* **B** Erlangen (S 123). *P. hybrida* Gaud. **Schw** Berner Oberland (F 25); var. *effusa* A. et G. **Schw** Tessin (C 22); var. *stricta* Döll **Ms** Anhalt (H 101); var. *multiflora* Rchb. **Sl** Neiße (S 77); var. *sudetica* Celak. **Sl** Schneekoppe (S 77). *P. pratensis* L. f. *anceps* Gaud. **Schw** Axenfluh (S 67), Freiburg (J 31); f. **major** Rohlena **Bö** Bodenbach (R 44); var. **praesignis** Domin **Bö** Aussiger Mittelgebirge: Böhm.-Neudörfl (D 36). *P. angustifolia* L. **Sw** Bergedorf (P 34); **Ps** (P 28); **Bd** Karlsruhe (K 31); **St** Friedberg-Kirchdorf b. Pernegg (H 49), Kindberg (H 56); subvar. *straminea* Rother f. **transiens** Kneucker **Sw** Bergedorf (P 34); **Sl** Lüben (K 31); f. *setacea* Hoffm. **Ps** Warthe (P 28); **M** Kiriteni (W 39); var. *subcoerulea* A. et G. **Schw** Tessin (C 36). *P. violacea* var. *brennia* Richt. **Schw** Tessin (C 31). *P.* **stiriaca** Fritsch et Hayek **O** Kirchberg, Peggau, Semriach, Weiz, Roßwein—St. Wolfgang (D 23); **St** Angerleitkogel b. Peggau (H 56). *P. compressa* × *nemoralis* (P. Figerti Gebh.) **Sl** Jauer (K 31). *P. nemoralis* × *palustris* **Os** Dresden (S 61). † *Briza maxima* L. **Schw** Zürich (N 11). *B. media* L. **St** Hochenegg (H 56); f. *albida* Lej. **Sw** Lübeck (P 35); var. *major* Petermann (*alpestris* G. Beck) **Sw** Wulfsmühle (P 34); **Schw** Silvaplana 1900 m (S 67); var. *pallescens* Döll, var. *virescens* und var. *flavescens* **Schw** Solothurn (L 50); var. *pallens* Peterm. **B** Isargebiet (G 20); f. **pumila** P. Junge **Sw** Lauenburg (J 48). *Catabrosa aquatica* (L.) P. Beauv. **Op** Tilsit (F 92); **Wp** Zoppot (A 9); **P** Usedom (K 31); **Sw** Röm (J 1); **M** Ottnitz (W 33); **Schw** Bellach (P 83), Solothurn (L 50, R 34); f. *violacea* (Gilib.) **P** Usedom (K 31). *Glyceria fluitans* (L.) RBr. **Sw** Röm (J 1); **M** Paradieswäldchen (W 36), Jundorf (W 33); var. *poiformis* Fries **Sl** mehrfach (S 77). *G. plicata* Fries **P** Ahlbeck (K 31); **Me** Schwerin (T 25); **E** (J 45); **Schw** Martigny etc. (B 67); var. *minor* Lang **Schw** Tessin (C 31); var. *triticea* M. F. Lange **Schw** Waadt mehrfach (B 20, R 34). *G. remota* (Fors.) Fries **Op** Rominter Heide (A 7). *G. aquatica* (L.) Wahlenb. (*G. spectabilis* M. et K.) **Op** **Wp** **Sw** **Br** **Sl** (A 97); **Mr** Speier (V 6); **St** Rettenbach b. Graz (F 82); b. *arundinacea* (Kunth) Aschers. et Gr. **Wp** Danzig (A 36). *G. fluitans* × *plicata* **E** (J 45). *Festuca* (H 51) **Hc** (O 9); **B** (V 24); **St** (H 51). *F. distans* (L.) Kunth **Sw** Röm (J 1); **Os** Meißen (S 61); **Mr** Kreuznach (K 31). *F. thalassica* Kunth **Sw** Röm, Eidergebiet (R 16). *F. ovina* L. **St** Kirchdorf b. Pernegg (H 49); var. **pseudovaria** Volkart **Schw**

Tessin (C 22, S 71); var. *capillata* (Lam.) Hackel **P** Usedom (K 31); **Sw** Hamburg (P 35); **Ms** Anhalt (H 101); **Schw** Grono (S 152), Solothurn (L 50); var. *vulgaris* Koch *genuina* (Gr. et G.) Hackel **B** Nürnberg (K 31); f. *umbrosa* Hackel **B** Nürnberg (K 31); var. *vulgaris* subvar. **glaucostachya** Rohlena **Bö** Prag, Krucemburk (R 44); var. **subglaucescens** Hackel **Bö** Holešovic (R 44); var. *firmula* Hackel **N** Krems (V 9); m. *vivipara* L. **Bö** Große und kleine Schneegrube (D 25); var. *supina* Schur var. *grandiflora* Hackel **T** Rabbijoch (H 14); var. *duriuscula* Koch **Ms** Anhalt (H 101); var. *subvillosa* Schrad. **Schw** Lens (B 67); subvar. *trachyphylla* Hackel **B** Nürnberg (K 31); **T** Innsbruck (M 90 als *brachyphylla*, corr.); var. *crassifolia* (Gaud.) **Schw** Tessin (C 22); f. *pallens* (Host) Richter **N** Frauenstein b. Mödling (D 21); **St** Peggau (H 56); var. *vallesiaca* Schleich. **Ms** Anhalt (H 101); **Schw** Münster in Unter-Engadin (G 66, 67); var *pseudovina* Hackel **N** Hetzendorf (D 21); var. *sulcata* Hackel **St** Rohrerberg b. Graz (F 82); **Schw** Zürich (N 11); var. *sulcata* var. *genuina* subvar. **durior** Hackel **Bö** Zernoseky, Podebrady (R 44); f. *glaucantha* Hackel **St** Rohrerberg bei Graz (F 82); var. *hispida* Hackel **Bö** Nelahozeves (D 25). *F. Halleri* All. **Schw** Riffel (K 31); var. *intermedia* Strebl. et Schroet. **Schw** Tessin (C 31). *F. rupicaprina* Hackel **Schw** Verzasca (C 26). *F. alpina* Suter **Schw** Tessin (C 30), Tête de Noine (B 20); var. *intercedens* Hackel **Schw** Hirzli: Niederalp (S 67). *F. amethystina* L. **N** Gumboldskirchen—Baden (D 21); **Kr** (P 16); **Schw** Landquart, Tellskapelle, Hirzli, Schnabel, Kt. Glarus (S 67), Züricher Oberland (N 4). *F. violacea* Gaud. var. *macrathera* Hackel **Schw** Tessin (C 31); var. *nigricans* (Schleich.) Hackel **Schw** Riffel (K 31). *F. heterophylla* Lam. **Op** Johannisburg (K 3); **Me** Stargard (K 38); **Ms** Anhalt (H 101); **Mr** Zweibrücken (T 42); **M** Kiritein (W 39); **St** Bachergebirge, Roßwein (H 56). *F. rubra* L. **Sw** Föhr (R 16); f. *juncea* Hackel **M** Jehnitz (W 39); subvar. *arenaria* (Osbeck) **P** Swinemünde (K 31); var. *multiflora* **Ms** Anhalt (H 101); var. *planifolia* Hackel **Os** Dresden (S 59); **Schw** Tessin (C 22); var. *trichophylla* Hackel **Bö** Vsétaty im mittl. Elbetal (D 45); var. *fallax* Hackel **N** Nürnberg (K 31); **Schw** Tessin (C 21, 22). *F. pratensis* Huds. *genuina* Hackel a *typica* Hackel **P** Swinemünde (K 31); **B** Nürnberg (K 31); f. **sciaphila** Domin **Bö** Aussiger Mittelgebirge: Schreckenstein (D 36); var. *subspicata* A. et G. **Ms** Anhalt (H 101); **Schw** Tessin (C 22); f. *pseudololiacea* Fr. **Op** Johannisburg (K 3). *F. arundinacea* Schreb. **Sw** Alsen (R 16); **Ps** Alt-Boyen (V 32); **Mr** Zweibrücken (T 42); **Schw** Solothurn (L 50); var. *vulgaris* Hackel **Mr** Maximiliansau (K 31); f. *multiflora* Sonder **Sw**

Hamburg (P 34); f. **gigantea** P. Junge **Sw** Stormarn (J 48); monstr. **vivipara** P. Junge **Sw** Pinneberg (J 48), Blankenese (P 34); var. *Uechtritziana* Wiesb. **Bö** Aussiger Mittelgebirge (D 36). *F. gigantea* (L.) Vill. **Ps** Alt-Boyen (V 32); **Hc** Wettelroda (K 31); **Kr** (P 12); **L** Parenzo (C 2); f. *triflora* Koch **Sw** Trittau (P 34). *F. aurea* Lam. **Kr** (P 12), Vremsčiča (J 55). *F. varia* Haenke a *genuina typica* Hackel **Schw** Riffel (K 31); var. **pseudovaria** Volkert **Schw** Tessin (C 22); var. *acuminata* (Gaud.) **Schw** Tessin (C 22); var. *brachystachya* Hackel **Schw** Tessin (C 22); ssp. *pumila* (Vill.) a *genuina* Hackel **T** Schlern (K 31). *F. laxa* Host **St** Steineralpen: Brana (H 56 als *F. calva*, corr.); **Kr** (P 12). *F. carniolica* Hackel **Kr** (P 12). *F. pulchella* Schrad. **Kr** (P 12); **Schw** Creu du Noirmont (M 24, R 34), Vallée de Joux (A 117), Tessin (C 24). *F. silvatica* (Poll.) Vill. **Op** Wildenhoff (A 24; **Wp** Löbau (P 76); **Ps** Alt-Boyen (V 32); **Wb** Pfullingen (E 12), Lichtenstein (E 11); **Kr** (P 12). *F. Lachenalii* (Gmel.) Spenn. var. *mutica* (Tausch) A. et G. **E** Schlettstadt (K 31); **Schw** Tessin (C 22). † *F. rigida* (L.) Kunth (*Scleropoa rigida* Griseb.) **Bd** Freiburg (F 85); **Schw** Zürich (N 11). † *F. ligustica* (All.) Link **Schw** Zürich + (N 11). *F. myurus* L. **Mr** Zweibrücken (T 42); **Bd** Säckingen (L 32); **N** Laaerberg (V 9): **Schw** Zürich + (N 11). *F. Dertonensis* (All.) A. et G. **Bd** Karlsruhe (K 31); **Schw** Zürich (N 11). *F. sciuroides* Roth **Mr** Zweibrücken (T 42). *F. elatior* × *Lolium multiflorum*? **E** (J 45). *F. elatior* × *Lolium perenne* (*F. loliacea* Curt.) **Op** Wildenhoff (A 24); **Sl** Neusalz (S 77); **Hc** Weimar (T 31). *F.* **gigantea** × **arundinacea** (*F.* **Fleischeri** Rohlena) **B** Neuburg a. D. (E 25); **Bö** Přelouč (R 44). *F. pratensis* × *arundinacea* **Sw** Hamburg (P 35). *F. pratensis* × *Lolium italicum* **Schw** Ecône (B 67). *F. pratensis* × *Lolium perenne* **Hc** Weimar (K 31). *F.* **sulcata** × **rubra** (*F.* **Murriana** Rohlena) **Bö** Prag (R 44). *Sclerochloa festucacea* Lk. (*Graphephorum arundinaceum* Aschers.) **Op** Jakunowker Heide (A 4), Johannisburg (K 4). *Cynosurus cristatus* L. **Op** Heydekrug (F 89); **Ns** Wangeroog (F 37); **B** Nürnberg (K 31); var. **ramosum** Corboz **Schw** Aclens (C 61). † *C. echinatus* L. **N** Wien (R 2); **Schw** Zürich (N 11). *Bromus ramosus* Huds. (*B. asper* Murr.) **Schw** Lens, Randagne (B 67). *B. euramosus* A. et G. (*B. asper* var. *serotinus* Benek.) **B** Isargebiet (G 20); **Schw** Lens, Ayent, Sierre (B 67). *B. Benekeni* Syme **Op** Stralddicktal (A 13), Wildenhoff (A 24). *B. erectus* Huds. **Os** Lommatzsch (S 61); **Ms** Anhalt (H 101); **Hc** Erfurt (R 13); **B** Nürnberg (G 66); var. *villosus* Kunth **Sl** Liegnitz, Oberglogau (S 77); var. *glabriflorus* (Borb.) **Schw** Tessin (C 22). *B. inermis* Leyss. **Op** Johannisburg (K 4); **Schw** Aclens (C 61); f. *intermedia* **B** Würzburg (K 31); var. *divaricatus* Rohl. (*B. erectus* var. *laxus* Schwarz) **B** Nürnberg (G 66); f. **aristatus** Groß **B** Nürnberg (G 66). † *B. fasciculatus* Presl **Schw** Zürich (N 11). *B. sterilis* L. **Wp** Weichselgelände (S 53); **Bd** Karlsruhe (K 31); **K** St. Leonhard i. L. (B 56); f. *oligostachys* A. et G. **B** Würzburg (K 31). *B. tectorum* L. **Op** Tilsit (F 92), Johannisburg (F 91), Heydekrug (F 89); **Bd** Karlsruhe (K 31). † *B. villosus* Forskål (*B. maximus* Desf.) **Sl** Görlitz (S 82); **Schw** Zürich (N 11). † *B. madritensis* L. **Bd** Freiburg (H 128); **Schw** Zürich (N 11). *B. secalinus* L. **Sw** Röm (J 1); **K** St. Leonhard i. L. (B 56). *B. arvensis* L. **Op** Heydekrug (F 89); **Os** Pirna (S 61); **Hc** Wettelroda (K 31); **B** Nürnberg (G 66). † *B. racemosus* L. **Hc** Wettelroda (K 31); **B** Nürnberg (G 66); **Schw** Zürich (N 11); var. *commutatus* f. *apricorum* **E** Rheinebene (J 45). *B. hordaceus* L. (*B. mollis* auct., *B. mollis* f. *nanus* [Weigel]) **P** Usedom (K 31); **B** Nürnberg (K 31); var. *glabratus* Döll f. *nana* **B** Nürnberg (K 31); var. **fallax** Rohlena **Bö** Prag (R 44); var. **laxa** Rohlena **Bö** Prag (R 44); var. *leptostachys* (Pers.) **Schw** Tessin (C 22). *B. commutatus* Schrad. **B** Nürnberg (G 66, K 31), Grettstadt, Würzburg (K 31); **Schw** Tessin (C 31), Zürich (S 27), Solothurn (L 50); f. **coarctata** Hackel **Bö** Holesovice (R 44). *B. commutatus* f. *depauperata* Uechtr. **B** Würzburg (K 31), Nürnberg (G 66). *B. japonicus* Thunb. (*B. patulus* M. et K.) var. *typicus* Hackel **Op** Johannisburg (K 4); **Br** Hindenburg (H 1); **Sl** Bassum b. Hannover (H 1); **Os** Meißen (S 59); **Hc** Eisleben (H 1); **R** Schloß Bökelheim (R 31); **Mr** Warkenheim (H 1); **M** Nikolsburg (H 1); **L** Pola (H 1); **Schw** Aargau (H 1), Zürich + (S 27, N 11). † *B. squarrosus* L. **N** Braunsberg (A 74), Steinfeld (V 9); **Schw** Freiburg (J 29), Landquart (N 3), Zürich (S 27, N 11); var. *puberulus* G. Beck **Schw** Saillon (D 21); var. **porrectus** Hackel **Mr** Deidesheim (H 1); **B** Würzburg (K 31); **Bö N T** (H 1); f. *macra* **B** Würzburg (K 31) *B. briziformis* Fisch. et Mey. **Sl** Bunzlau, Hirschberg (S 87); **Bö** Melnik (D 36). † *B. intermedius* Guss. **Schw** Zürich (N 11). † *B. macrostachys* Desf. **Schw** Zürich (N 11). *B. Schraderi* Kunt. **E** Saint-Ruffine (B 10). † *B. unioloides* (Willd.) Humb. et Kunt. **E** (J 45); **Bd** Freiburg (F 85); **Schw** Zürich (N 11). *Brachypodium pinnatum* (L.) P. Beauv. **Op** Jakunowker Heide (A 4); **Ms** Anha (H 101); var. *gracile* Posp. **T** Ratzes (J 46); var. *rupestre* Rchb. **Br** Lychen (A 114). *B. silvaticum* **Op** Straddicktal (A 13), Pillkallen (F 93), Tilsit (F 92); **Schw** St. Leonard, Lens (B 67); va *dumosum* Beck **Mr** Anhalt (H 107); **Schw** Maglio di Colla (C 3 Tessin (C 31); var. *cristatum* Conrad **Br** Baruth (A 114); f. *maj* Lange **Sw** Hamburg (P 32); var. **villosissimum** Domin **Bö** St. Va rinec i. mittl. Elbetale (D 36). *Triticum caninum* L. (*Agropyrum caninum* P. Beauv.) **Op** Pillkallen (F 93), Heydekrug (F 90); **Me** Stargard, Neubrandenburg (K 38); **Ms** Anhalt (H 101); **Bd** Freiburg (T 5); **Wb** Pfullingen (E 11); f. *viviparum* u. f. *compositum* **Sl** Schweidnitz (S 85); var. *glaucum* Hackel **Hc** Erfurt (R 13); f. *gracilius* Lange **B** Würzburg (K 31); f. **subhirsutum** Hermann **Ms** Anhalt (H 101). *T. repens* L. (*Agropyrum repens* P. Beauv.) **Sw** Föhr (R 16); **Ms** Anhalt (H 101); f. *villicaulis* **Ps** Fort Winiary (P 28); var. *aristatum* Neilr. **Schw** Porteur-de-Bois, Conthey (B 67); f. *dumetorum* (Schreb.) **Sl** Jauer, Leobschütz (S 77); var. *pubescens* L. **Sw** Hamburg (P 32); var. *majus* Döll **Bö** Aussig (D 36); var. *caesia* Presl **Schw** Sion (K 31); var. *glaucum* (Döll) **Hc** Erfurt (R 13); **Schw** Tessin (C 22); var. *litoreum* A. et G. **Schw** Tessin (C 22); f. *glaucescens* Engler **Sl** Breslau (S 77). *T. glaucum* Desf. **Ms** Anhalt (H 101); **B** Kiefersfelden (V 20); **M** Wlkosch, Keltschau etc. (W 28). *T. intermedium* Host var. *hispidum*, *virescens*, *mucronatum* u. *aristatum* **Ms** Anhalt (H 101); var. *latronum* Godr. **Bö** Aussiger Mittelgebirge (D 36); var. *campestre* Gren. et Godr. **Os** Meißen (S 59); **Bö** Launer Mittelgebirge (D 36). *T. junceum* L. **P** Swinemünde (K 31); **Sw** Föhr, Röm (R 16); **Ns** Wangeroode (P 37). † *T. cristatum* Schreb. **Op** Königsberg (B 92). † *T. villosum* (L.) M.-Bieb. **Schw** Montorge (N 3), Zürich (N 11). *T. turgidum* L. var. *Herrerae* Koern. **Schw** Tessin (C 22). *T. turgidum* L. f. *mutica*? **Hc** Weimar (K 31). *T. ovatum* (L.) Gr. et G. (*Aegilops ovata* L.) **Schw** Zürich + (N 11). † *T. triaristatum* A. et G. (*Aegilops triaristata* Willd.) **Sw** Hamburg (P 32); **E** Straßburg (L 48). † *T. triunciale* (L.) Gr. et G. **Schw** Zürich (N 11). † *T. cylindricum* (Host) Ces. (*Aegilops cylindrica* Host) **Sl** Breslau (R 25); **E** Straßburg (L 47); **Schw** Zürich (S 27, N 11), Vidy b. Lausanne (N 3). *T. ligusticum* (Savignone) Asch. et Gr. (*Aegilops speltoides* Jaub. et Spach) **Sw** Hamburg (A 100); **Hc** Erfurt (A 100). *T. junceum* (L.) RBr. × *repens* (L.) PB. var. *subrepens* Marss. **P** Swinemünde (K 31); var. *pubescens* Marss. **P** Heringsdorf (K 31). *T. repens* × *glaucum* **Bö** Groß-Wosek i. mittl. Elbegebiete (D 36). *T. repens* × *junceum* (*A. acutum* (DC.) A. et G.) **Ns** Langeroog (F 37), Juist (K 51.) *Hordeum bulbosum* L. **Sl** Görlitz (S 77). *H. secalinum* Schreb. **P** Wollin (K 31); **Hc** Gügleben – Wald (R 14). † *H. maritimum* With. **Schw** Zürich (N 11). † *H. Gussoneanum* Parl. **Br** Rüdersdorf (A 115). *H. murinum* L. **Ns** Norderney (S 12); var. *intermedium* Beck **Schw** Tessin (C 22). *H. jubatum* L. **B** Forsthof (S 121). *H. europaeum* (L.) All. **Sw** Kiel (K 31); **B** Hesselberg (K 31). † *H. asperum* Degen **Br** (A 115). *H. europaeum* All.

(*Elymus europaeus* L.) **Op** Döhlauer Wald (A 28); **Sw** Kiel (K 31); **Ns** Osnabrück (M 68); **Hc** Erfurt (R 52); **Wb** Pfullingen (E 9); **B** Hesselberg (K 31); **Kr** (P 12). † *H. Caput Medusae* Coss. (*Elymus Caput medusae* ssp. *asper*) **Schw** Zürich (N 11). *H. arenarium* Aschers. (*Elymus arenarius* L.) **Op** Heydekrug (F 89), Johannisburg (F 91); **P** Thiessow a. Rügen (G 71); **Sw** Heilsminder Bucht (R 16), Föhr (R 14); **Ns** Langeroog (F 37); **Hc** Benshausen—Ebertshausen (R 52); **B** Zollhaus (E 29). † *H. pusillum* Nutt. **E** Straßburg (L 48). *Lolium temulentum* L. **Op** Johannisburg (K 3); **K** Wolfsberg (B 56); **Schw** Ecône (B 67), Liestal (H 81), Berner Oberland (F 25). *L. perenne* var. *humile* Gaud. **Schw** Tessin (C 22); var. *cristatum* Döll **B** Nürnberg (S 132); var. *pauciflorum* A. et G. **Sw** Lübeck (P 34); monstr. *ramosum* Sm. **Br** Dahlem (A 115); **B** Isargebiet (G 20); **Schw** Tessin (C 22); f. *viviparum* Koch **Sw** Niendorf (P 34). *L. rigidum* Gaud. **T** Inzing (M 79); **Schw** Lens (B 67). *L. multiflorum* Lam. (*L. italicum* ABr.) **N** Seitenstetten (H 11); var. *muticum* DC. **Schw** Tessin (C 22); var. *ramosum* Guss. **Schw** Zürich—Unterstraß, Dübendorf (S 67). *L. perenne* × *multiflorum* **Br** Dessau (A 115). *Lepturus incurvatus* (L.) Trin. var. *vulgatus* A. et G. **Sw** Hamburg (P 33); **Ns** Wangeroog (F 37), Geestemünde (P 40); f. *subcurvatus* A. et G. und f. *strictus* Buch. **Sw** Aaroe (P 34).

Ephedra helvetica C. A. Mey. **Schw** Sion (D 21), Lens (B 67).

Taxaceae (P 36). *Taxus baccata* L. (K 24, P 36, S 49): **Op** Wildenhoff (A 24); **Sw** Hamburg (H 65); **Ns** (B 147); **Ps** (S 49); **Os** Schandau: Rathmannsdorf (N 16), Kamenz, Leipzig-Gohlis (N 17), Oberschlottwitz (S 61); **Hc** (H 94), Ringgau, Eichsfeld (G 15), Veronikaberg b. Martinroda (T 12); **H** (Z 7); **R** (S 19); **Bd** Gschassikopf (F 85); **B** Isargebiet (G 20), Kitzingen (S 125), Weilheim, Tatzelwurm, Oberaudorf (V 20); **Bö** Reichenberg: Voigtsbachertal (W 8); **M** Pernstein (S 140); **T** (S 13); **Schw** (V 16, R 34), Vallée de Joux (A 116), Lens (B 67), Montbijou b. Bern (F 5), Wallis (P 6). *Juniperus* (K 24). *J. nana* Willd. **St** Dachstein (H 56); **T** Kufstein (D 2). *J. communis* f. *brevifolia* Sanio **Sl** (S 77). var. *intermedia* Sanio subvar. *depressa* Pursh **Schw** Planchettes b. Chaux-de-Fonds (S 66, 67). var. *nana* Loudon lusus **gymnospermia** Schroeter **Schw** Puschlav Motta Calva (1114), Trimmis (S 71). *J.* lusus *thyiocarpos* Aschers. et Gr. **Schw** Dübendorf, Zürichberg, Sachseln (S 67). *J. Sabina* L. **N** Ötschergebiet (N 22); **Schw** Solothurner Jura (B 21). lusus *gymnosperma* Schröter **Schw** Visp — Visperterbinen 1300 m (S 67), Trimmis (S 71)

Coniferae **Op**, **Wp** (A 42). *Pinus* (K 24). *P. silvestris* L.

(D 3, H 84, S 62, U 4). var. *genuina* Heer subvar. *plana* Christ lusus **microcarpa** Schröter et Bettelini **Schw** Tessin, Faido (S 67). var. *engadinensis* Heer **Schw** Zermez 1700 m (S 66, 67). var. *erythranthera* Sanio **Schw** Zürichberg, Chur (S 67). var. *pendula* Caspary **St** Ramsau (H 56). *P. montana* Mill **Bd** Unteribach, Finsterlingen, Oberweschnegg (L 33); **Schw** (S 70, 73, R 34). lusus **virgata** Schroeter **Schw** Val Scarl 1800 m (S 67). var. *rotundata* Willk. **Schw** Tarasp-Fontana (S 67). var. *equisetiformis* (T 43). *P. uliginosa* Neum. **Sl** Erzgebirge (W 20); **Bö** Erzgebirge (W 20); **Schw** Saignelégier (F 3). † *P. Mughus* Scop. **E** Vogesen (J 45); var. *pseudopumilio* Beck **M** Lissahora (W 37). *P. Pumilio* Haenke **B** Vorbach (S 127). *P. uncinata* Ram. **Schw** Plons b. Mels (F 87, R 34), Berner Oberland (F 25), St. Gallen 550 m (S 37), Gäbrisgebiet (S 38), Glarus (S 67). f. *erecta* **Schw** Mürtschenalp (S 67). *P. nigra* var. *austriaca* f. *falcata* **Sl** Breslau: Göpperthain (B 3). *P. Cembra* L. **Schw** Tamangur dadora i. Unterengadin (A 65), Berner Oberland (F 25), Gottschalkenberg (F 4). † *P. Strobus* L. **Schw** Aclens (C 61), Zürich (N 11). *P. silvestris* × *montana* (*P. Celakovskiorum* Asch. et Gr.) **T** Tschamintal 1400 m (H 19). *Abies* (K 24) *A. alba* Mill. (*A. pectinata* DC.) **E** (J. 45). lusus *pendula* Carr. („Hänge-, Trauertanne“) **Schw** Aarberg (S 66, 67). „Kandelaber-Tanne“ **Schw** Pré de Joux a. Molendruz (A 67), „Säulentanne“ **Schw** Wabern b. Bern (A 64). *Picea excelsa* (Poir.) Lk. (K 24, H 84, J 37, P 37); **Ns** (B 147) Harburg, Bremen (C 59); **Schw** (A 69, P 37) Montreux (B 2), St. Gallen: Waldkirch (S 68), Rheingletscher (W 50). var. **ramosa** Pillichody in litt. **Schw** Neuenburger Jura (S 67). lusus *monstrosa* London **Schw** Waldkirch, Kt. St. Gallen (S 71). lusus *columnaris* Carrière („Säulenfichte“) **Schw** Bans b. Brévine, Haut-Ferrens b. Villeneuve, Crosettes, Creux du Dôme b. Chaux-de-Fonds (S 66, 67). lusus *corticata* Schroeter **Schw** Essert-Fourgon sur Montreux, Thusis, Col de Kunkels, Bünden (S 66), Leysin (S 67, 71). lusus *tuberculata* Schroeter („Zitzenfichte“) **Schw** mehrfach (S 67). lusus *virgata* Casp. („Schlangenfichte“) **Schw** (A 68, S 67, Z 4), Kalteneggwald (A 87, F 7, R 34). monstr. *myelophthora* Casp. **Op** Rominter Heide (A 7). *Larix decidua* Mill. (K 24); **Sl** (B 152); **M** (B 152); **Schw** Tessin (B 68, R 34), Zürich (S 31). lusus *alba* Carr. **Schw** Chandolin (Anneviers), Col de Fluela (S 66, 67). var. **adenocarpa** Borbás **T** Zentralgebiet (B 111).

Verlag von Gebrüder Borntraeger in Berlin

SW 11 Grossbeeren Strasse 9

Monographia Uredinearum

seu specierum omnium ad hunc usque diem descriptio et adumbratio systematica auctoribus. **P. et H. Sydow.** Volumen I: Genus Puccinia. Cum XLV tabulis. Geheftet 75 Mark.

Die Ausgabe des Werkes erfolgt in zwanglosen Lieferungen von 12—15 Druckbogen. Zirka 60 Druckbogen bilden einen Band. — Der Subskriptionspreis des Druckbogens beträgt eine Mark; nach Vollendung eines Bandes wird der Preis für denselben erhöht.

„. . . Die Verfasser haben sich die grosse Aufgabe gestellt, eine vollständige Darstellung der sämtlichen bis heute bekannten Uredineen zu geben. Es wird den Verfassern die Anerkennung nicht versagt werden, dass sie eine Arbeit in die Hand genommen haben, die nicht nur den Uredineenforschern, sondern allen Mykologen gute Dienste leisten wird.“ Ed. Fischer in Botan. Zeitung.

Thesaurus litteraturae mycologicae et lichenologicae

ratione habita praecipue omnium quae adhuc scripta sunt de mycologia applicata quem congesserunt **G. Lindau** et **P. Sydow.** — Volumen primum complectens enumerationem alphabeticam autorum A—L. Geheftet 72 Mk. — Vol. II. pars 1 geheftet 25 Mk.

Lehrbuch der allgemeinen Botanik

von **Professor Dr. E. Warming** und **Professor Dr. W. Johannsen.** Herausgegeben von **Dr. E. P. Meinecke.** Erster Teil. Mit zahlreichen Text-Abbildungen. Geheftet 12 Mk.

Der zweite Teil befindet sich in Vorbereitung.

Ausführliche Prospekte gratis und franko.

Verlag von Gebrüder Borntraeger in Berlin
SW 11 Grossbeeren Strasse 9

Flora von Steiermark.

Eine systematische Bearbeitung der im Herzogtum Steiermark wildwachsenden oder im großen gebauten Farn- und Blütenpflanzen nebst einer pflanzengeographischen Schilderung des Landes von **Dr. August von Hayek**, Privatdozenten an der Universität Wien. Band I Heft 1—7 sind bereits erschienen. Subskriptionspreis 21 Mk.

Erscheint in etwa 18 Lieferungen zu je 5 Druckbogen. Der Subskriptionspreis des Druckbogens beträgt 60 Pfg.

Trotz ihres ausserordentlichen Reichtums hat die Flora der Steiermark bisher noch keine wissenschaftliche Bearbeitung gefunden. Bei der ausserordentlichen Wichtigkeit, die der Flora dieses Landes in pflanzengeographischer Beziehung zukommt, glaubte der Verfasser durch die Abfassung des vorliegenden Werkes einem von allen, die sich mit der Pflanzengeographie Mitteleuropas und speziell der Alpen beschäftigen, lang gefühlten Bedürfnisse Rechnung zu tragen. Bietet eine Bearbeitung der Flora von Steiermark doch im wesentlichen eine solche der gesamten östlichsten Alpen, da alle drei Hauptzüge der letzteren, die nördlichen und südlichen Kalkalpen, sowie die Zentralalpen innerhalb der Grenzen dieses Landes sowohl zum letzten Male sich zu bedeutenden Höhen erheben, als auch sich dann allmählich zum westungarischen Hügel- und Tieflande senken. Der südlichste Landesteil hingegen bietet einen hochinteressanten Übergang der mitteleuropäischen zur illyrischen Flora. Die merkwürdigsten Beziehungen, die die Flora der östlichen Alpen zu den Hochgebirgsfloren Illyriens und der Karpathen aufweist, sind inbezug auf ihre Wichtigkeit zum Verständnis der Zusammensetzung der Flora der gesamten Alpen noch lange nicht genügend gewürdigt. Und in dieser Beziehung verlässliche und, soweit unsere heutigen Kenntnisse reichen, erschöpfende Daten zu liefern, ist einer der Hauptzwecke dieses Werkes.

Ausführliche Prospekte bereitwilligst gratis und franko.

Druck von A. W. Hayn's Erben, Berlin SW 68.

BAND XXVIa. JAHRGANG 1908.

BERICHTE

DER

DEUTSCHEN

BOTANISCHEN GESELLSCHAFT.

GEGRÜNDET AM 17. SEPTEMBER 1882.

SECHSUNDZWANZIGSTER JAHRGANG.

GENERALVERSAMMLUNGS-HEFT.
(SCHLUSSHEFT.)
MIT 2 BILDNISTAFELN UND 2 BILDNISSEN IM TEXT.

AUSGEGEBEN AM 2. APRIL 1909.

BERLIN,
GEBRÜDER BORNTRAEGER.
1909.

Inhaltsangabe zum Generalversammlungs-Heft.

Seite

Bericht über die am 7. August 1908 in Straßburg i. E. abgehaltene fünfundzwanzigste Generalversammlung der Deutschen Botanischen Gesellschaft . . . . (1)

Nachrufe:

H. Marshall Ward von T. Johnson . . . . (10)
C. A. J. A. Oudemans von J. W. Moll . . . . (12)
Ernst Pfitzer von M. Möbius . . . . (33)
E. Rostrup von F. Kölpin Ravn . . . . (47)
Frans Reinhold Kjellman von Nils Svedelius . . . . (55)
Elise Schwabach von Carl Holtermann . . . . . . (76)
Fritz Noll von M. Koernicke . . . . (77)
Ernst Loew von Otto Appel . . . . (94)

Verzeichnis der Pflanzennamen . . . . (106)
Mitgliederliste . . . . (124)
Register . . . . (153)

E. Pfitzer

F. Mott

Bericht

über die

am 7. August 1908 in Straßburg i. E. abgehaltene

fünfundzwanzigste Generalversammlung

der

Deutschen Botanischen Gesellschaft.

Zum zweiten Male tagte unsere Gesellschaft gemeinsam mit der „Freien Vereinigung der systematischen Botaniker und Pflanzengeographen“ und der „Vereinigung für angewandte Botanik“. Der starke Besuch der Generalversammlung ist wohl in erster Linie wiederum diesem Zusammenschluß der drei Gesellschaften zu danken, ein Umstand, der gerade für die Straßburger Versammlung nicht ohne Bedeutung war, weil als Hauptverhandlungsgegenstand die Änderung der Satzungen auf der Tagesordnung stand.

Die Mitglieder waren rechtzeitig zur Generalversammlung eingeladen; und gleichzeitig mit dem vierten Hefte der „Berichte“, in dem die Einladung abgedruckt war, wurde ein gemeinsames Programm aller drei Gesellschaften versandt. Dieses Programm, durch dessen Zusammenstellung und Ausführung sich Herr BRICK-Hamburg den Dank aller Teilnehmer der Straßburger Versammlung erworben hat, enthielt nicht nur die Angaben über die wissenschaftlichen und geschäftlichen Sitzungen der drei Vereinigungen, sondern auch Hinweise auf die Wohnungsverhältnisse, gemeinsame Ausflüge und gesellige Veranstaltungen.

In die Präsenzlisten hatten sich folgende Herren eingetragen:

APPEL-Berlin,
BEHRENS-Berlin,
BENECKE-Kiel,
BRICK-Hamburg,
BRUCK-Gießen,
BUCHWALD-Berlin,

Claussen-Berlin,
Dingler-Aschaffenburg,
Drude-Dresden.
Engler-Berlin,
Ernst-Zürich,
Esser-Köln,
Ewert-Proskau,
A. Fischer-Basel,
H. Fischer-Berlin,
Fitting-Straßburg,
Giesenhagen-München,
Glück-Heidelberg,
Goebel-München,
Hannig-Straßburg,
Jahn-Berlin,
Johnson-Dublin,
Jost-Straßburg,
Karsten-Bonn,
Kneucker-Karlsruhe,
Kny-Berlin,
Koehne-Berlin,
Kolkwitz-Berlin,
Krause-Berlin,
Lindau-Berlin,
Ludwig-Forbach,
P. Magnus-Berlin,
W. Magnus-Berlin,
Mücke-Berlin,
K. Müller-Augustenberg,
Muth-Oppenheim,
Oltmanns-Freiburg i. Br.,
Ostenfeld-Kopenhagen,
Reinhardt-Berlin,
Rothert-Odessa,
Schröter-Zürich,
Schwendener-Berlin,
Schulz-Halle,
Snell-Bonn,
Graf Solms-Straßburg,
Ursprung-Freiburg (Schweiz),
Volkens-Berlin,
Wächter-Berlin,
Wehmer-Hannover,
Wieler-Aachen,
Wittmack-Berlin,
Zacharias-Hamburg.

Als Gäste nahmen an den Sitzungen teil die Herren:

Eichler;
Pritzel,
Thiele,
Trautmann,
Wissmann.

Um 9 Uhr 20 Minuten eröffnete Herr Schwendener als Präsident der Gesellschaft die Sitzung, begrüßt die erschienenen Mitglieder und Gäste und erstattet kurz Bericht über den gegenwärtigen Stand der Gesellschaft: Die Mitgliederzahl ist in ständigem Wachsen begriffen; sie betrug für das Jahr 1907 496 gegen 482 im Vorjahre. Die finanziellen Verhältnisse sind nicht gerade als ungünstig zu bezeichnen, aber immerhin erforderte die Herausgabe der Festschrift und der umfangreiche Florenbericht größere einmalige Summen, und durch den wachsenden Umfang der Berichte, durch Erhöhung der Remuneration für den Sekretär und durch Gewährung einer Remuneration für den Rechnungsbeamten des Schatzmeisters steigern sich auch die ständigen Ausgaben, so daß eine Erhöhung der Mitgliedsbeiträge nicht wohl zu umgehen sein wird.

Darauf erstattet der Schatzmeister, Herr APPEL, Bericht über den Etat des Jahres 1907 und den Voranschlag für 1908 (siehe Anlage S. 8).

Nachdem dem Schatzmeister unter Anerkennung seiner Mühewaltung Entlastung erteilt war, machte Herr KNEUCKER die Anwesenden auf seine „Allgemeine botanische Zeitschrift“ aufmerksam, von der eine große Anzahl Probehefte zur Verteilung gelangten.

Herr SCHWENDENER gedenkt sodann der seit der vorigen Generalversammlung verstorbenen Mitglieder, deren Andenken die Anwesenden durch Erheben von ihren Plätzen ehren.

Als nächster Punkt der Tagesordnung wurde über die Wahl des Ortes und der Zeit der nächstjährigen Generalversammlung beraten. Von Herrn WORTMANN ist die Gesellschaft eingeladen worden, die nächste Generalversammlung in Geisenheim abzuhalten. Herr A. FISCHER-Basel hält es doch für wünschenswert, daß unsere Gesellschaft den Anschluß an die Naturforscherversammlungen nicht ganz verliere. Von den Herren ZACHARIAS, KNY, WITTMACK und BEHRENS wird Geisenheim als nächster Versammlungsort warm empfohlen; die Abstimmung, die auf Vorschlag Herrn SCHWENDENERs durch Handerhebung erfolgte, ergibt eine große Mehrheit für Geisenheim als Tagungsort für die nächste Generalversammlung, und zwar wird die Versammlung wiederum Anfang August gleichzeitig mit den Jahresversammlungen der Vereinigung der systematischen Botaniker und der Vereinigung für angewandte Botanik stattfinden.

Nunmehr wurde zu den Wahlen des Präsidenten, des stellvertretenden Präsidenten und der Ausschußmitglieder für das Jahr 1909 geschritten. Die Wahlen erfolgten sämtlich durch Zettelabstimmung.

Es wurden gewählt:

Zum Präsidenten: Herr S. SCHWENDENER-Berlin.

Zum Stellvertreter des Präsidenten: Herr J. WORTMANN-Geisenheim.

Zu Ausschußmitgliedern die Herren:

C. CORRENS-Leipzig,
M. FÜNFSTÜCK-Stuttgart,
K. GOEBEL-München,
G. HABERLANDT-Graz,
L. JOST-Straßburg i. E.,
G. KLEBS-Heidelberg,
H. MOLISCH-Prag,
F. OLTMANNS-Freiburg i. B.,
C. SCHRÖTER-Zürich,
H. Graf SOLMS-Straßburg i. E.,
E. STAHL-Jena,
C. v. TUBEUF-München,
H. v. VÖCHTING-Tübingen,
R. v. WETTSTEIN-Wien,
E. ZACHARIAS-Hamburg.

Im Anschluß an diese Wahlen erfolgte die Wahl unseres langjährigen korrespondierenden Mitgliedes Herrn V. B. WITTROCK in Stockholm zum Ehrenmitgliede. Der Antrag, Herrn WITTROCK zum Ehrenmitgliede zu ernennen, war der Generalversammlung rechtzeitig und schriftlich formuliert, von 21 ordentlichen Mitgliedern unterzeichnet, zugegangen. Auch diese Wahl war eine geheime und erfolgte durch Zettelabstimmung. — Da das Auszählen der Stimmzettel längere Zeit in Anspruch nahm, wurde das Wahlresultat nicht abgewartet, sondern in der Beratung fortgefahren. Beim Zählen der Wahlzettel erfreute sich der Sekretär der Beihilfe des Herrn FITTING, während Herr CLAUSSEN unterdessen die Protokollführung übernahm.

Es folgte die Beratung über die in Dresden beschlossene Änderung der Satzungen. Die von der in Dresden gewählte „Kommission für die Revision der Satzungen“ formulierten neuen Statuten waren bereits in Heft 4 der „Berichte“ abgedruckt worden, so daß alle Mitglieder über den Gegenstand genügend unterrichtet waren; außerdem konnten Separatabdrucke des Kommissionsberichtes an die Anwesenden verteilt werden. Die Paragraphen wurden in der im Entwurf der Kommission vorgesehenen Reihenfolge durchberaten.

§ 1 wurde ohne Widerspruch angenommen. Herr GOEBEL beantragt die Annahme der §§ 2—19. Herr ZACHARIAS schlägt vor, dem Vorstande notwendige redaktionelle Änderungen zu überlassen; der Vorschlag wird angenommen. Herr DRUDE motiviert den § 5, 3 und bespricht die von einigen Mitgliedern dagegen vorgebrachten Einwände. Darauf werden zunächst

§§ 2—11 einstimmig angenommen. — Herr DINGLER befürwortet im Hinblick auf die Finanzverhältnisse und die neu an die Gesellschaft herantretenden Ausgaben die Annahme des § 12.

§§ 12—18 werden ohne weitere Diskussion angenommen.

Zum § 19 schlägt Herr KNY eine kleine Änderung vor: die Mitglieder der Redaktionskommission müssen in Berlin wohnen. Herr GIESENHAGEN hält diesen Zusatz nicht für notwendig, worauf Herr KNY nochmals seinen Vorschlag zur Annahme empfiehlt im Interesse einer möglichst schnellen Drucklegung der wissenschaftlichen Mitteilungen. Der Antrag KNY wird angenommen und

§ 19 lautet in der neuen Fassung:

Als ständige Kommissionen sind zu bilden:

1. eine Redaktionskommission, welche aus dem Vorsitzenden der regelmäßigen wissenschaftlichen Sitzungen

in Berlin, den drei Schriftführern und drei in Berlin oder dessen Vororten wohnenden gewählten Mitgliedern besteht.

2. (bleibt in der Fassung des Entwurfes bestehen).

Zu § 20 stellt Herr GOEBEL den Antrag, dem Ausschuß bestimmte Aufgaben zu stellen, da er sonst überflüssig sei. Herr GIESENHAGEN schlägt vor, dem Ausschuß die Vorbereitung der Generalversammlung zu übertragen; dagegen wendet Herr KNY ein, daß dies aus rein technischen Gründen unmöglich sei. Herr ZACHARIAS und Herr SCHWENDENER befürworten den Antrag GOEBEL; Herr VOLKENS ist für Streichung des Ausschusses, denn es sei praktisch undurchführbar, jede Vorlage für die Generalversammlung den einzelnen Ausschußmitgliedern zu unterbreiten. Herr GIESENHAGEN kann die Bedenken Herrn VOLKENS' nicht anerkennen, es genüge ja, wenn die Ausschußmitglieder am Tage vor der Generalversammlung die Vorlagen besprechen. Auch Herr OLTMANNS wünscht die Beteiligung der Ausschußmitglieder an der Beratung der Vorlagen. Das Ergebnis der Diskussion ist die Ablehnung des Antrages VOLKENS, den Ausschuß aufzulösen, und der Antrag GOEBEL wird in folgender Fassung angenommen:

§ 20. Der Ausschuß besteht aus 15 ordentlichen Mitgliedern, von denen höchstens 5 in Berlin wohnhaft sein dürfen. Ihm sind alle für die Generalversammlung zu stellenden Anträge zur Begutachtung vorzulegen. Eine Abstimmung über diese Anträge in der Gesellschaft ist erst nach Berichterstattung seitens des Präsidenten über die eingegangenen Gutachten der Ausschußmitglieder zulässig.

Zu § 21 stellt Herr GOEBEL den Antrag, mit der Präsidentschaft, wie in der Zoologischen Gesellschaft, öfter zu wechseln; der Präsident dürfe nur für eine bestimmte Anzahl von Jahren sein Amt ausüben und könne erst nach Ablauf einer zu bestimmenden Frist wiedergewählt werden. Herr GOEBEL betont, daß sich sein Antrag natürlich nicht gegen den bisherigen Präsidenten richte, glaube aber, daß ein häufigerer Präsidentenwechsel eine Belebung der Gesellschaft zur Folge haben werde. Über den Antrag GOEBEL wird abgestimmt und der Paragraph wird in folgender, von Herrn LINDAU formulierten Fassung angenommen:

§ 21. Wählbar zu Vorstandsmitgliedern sind nur die ordentlichen Mitglieder der Gesellschaft. — Wiederwahl ist zulässig; dagegen ist der Präsident nur dreimal hintereinander und dann erst wieder nach einer Pause von sechs Jahren wählbar.

Den § 22 wünscht Herr KNY auf die in Europa wohnhaften Mitglieder einzuschränken. Der Antrag wird angenommen und es lautet demnach

§ 22 jetzt: Die Wahl des Präsidenten, seines Stellvertreters, der Ausschußmitglieder, der Ehrenmitglieder und korrespondierenden Mitglieder erfolgt durch schriftliche Abstimmung aller Mitglieder. Die Kommission für die Wahlen sorgt dafür, daß die Vorschläge allen Mitgliedern zeitig genug übermittelt werden, um wenigstens den in Europa wohnenden eine Stimmabgabe bis Anfang Dezember zu ermöglichen. Das Ergebnis der Wahlen ist in der Dezembersitzung bekanntzugeben.

§§ 23—33 werden auf Vorschlag des Herrn GOEBEL ohne Debatte einstimmig angenommen.

Nunmehr erfolgt die Beratung über die Geschäftsordnung.

Auf Vorschlag des Herrn LINDAU werden die

§§ 1—14 ohne Diskussion angenommen,

Herr LINDAU schlägt weiter vor, auch die §§ 15–31 anzunehmen. — Zu § 16c stellt Herr GOEBEL die Frage, ob es notwendig sei, die Nekrologe in der bisher üblichen Form beizubehalten, da doch vielfach das Persönliche zu stark in den Vordergrund gerückt würde. Herr ZACHARIAS bittet, im Interesse der Geschichte unserer Wissenschaft keine Änderungen eintreten zu lassen und die Autoren auch nicht an einen bestimmten Umfang der Nachrufe zu binden, wie Herr A. FISCHER-Basel vorschlug. Die Abstimmung ergab die Annahme der

§§ 15—31 in der Fassung des Entwurfes.

§ 32 wird angenommen.

Zu § 33 stellt Herr APPEL den Antrag, den letzten Satz: „Alle über 10 000 M. hinausgehenden Summen sind für die Herausgabe der Berichte zu verwenden.“ zu streichen, um der Generalversammlung nicht die Möglichkeit zu nehmen, das Geld auch für andere in § 6, 2 der Satzungen vorgesehenen Zwecke zu verwenden. Der Antrag APPEL wird angenommen und im

§ 33 der letzte Satz gestrichen.

Die Abstimmung über die gesamten Paragraphen ergibt die Annahme der neuen Satzungen und der Geschäftsordnung mit einer Mehrheit von über $^{2}/_{3}$ der anwesenden ordentlichen Mitglieder[1].

---

[1] Da der Eintragung der Gesellschaft in das Vereinsregister bisher einige Schwierigkeiten formeller Natur entgegenstehen, muß der Abdruck de

Nach einer halbstündigen Pause fand unter dem Vorsitze des Herrn SCHWENDENER um $11^1/_2$ Uhr die erste wissenschaftliche Sitzung statt. Zunächst sprach Herr ZACHARIAS über „Die Knollenbildung bei *Conocephalum supradecompositum* (Lindbg.) Steph. und ihre Beziehungen zu äußeren Bedingungen“. Die Abhandlung wird im Jahrbuch der Hamburgischen wissenschaftlichen Anstalten veröffentlicht werden. Darauf hielt Herr W. MAGNUS einen Vortrag über „Weitere Ergebnisse der Serumdiagnostik für die theoretische und angewandte Botanik“, der bereits in Heft 8 des Bandes XXVIa unserer Berichte S. 532 ff. zum Abdruck gelangte. — Schließlich berichtete Herr ENGLER über eine gemeinsam mit K. KRAUSE ausgeführte Untersuchung „Über die Lebensweise von *Viscum minimum* Harvey“, die ebenfalls in Heft 8 der Berichte S. 524 publiziert worden ist.

Die zweite wissenschaftliche Sitzung fand unter Vorsitz des Herrn JOST um $3^1/_2$ Uhr statt. Herr EWERT-Proskau berichtete über „Die Parthenokarpie der Stachelbeere“. Auch diese Mitteilung wurde bereits in Heft 8 unserer Berichte S. 531 veröffentlicht. An der Diskussion, die sich diesem Vortrage anschloß, beteiligten sich die Herren ROTHERT, BEHRENS, GOEBEL, ENGLER und FITTING. Dann sprach Herr FITTING über entwicklungsphysiologische Studien, die er in Buitenzorg an Orchideenblüten gemacht hat, und die zeigen, daß die Dauer der Blüten und die Postflorationsvorgänge in sehr eigenartiger Weise von der Bestäubung und anderen Einflüssen abhängig sind. Die ausführliche Arbeit ist inzwischen im ersten Heft der neuen „Zeitschrift für Botanik“ erschienen.

Da keine weiteren Vorträge und Mitteilungen vorlagen, schloß Herr JOST die Sitzung um $4^1/_2$ Uhr. — Damit war das offizielle Programm der Generalversammlung erledigt.

Daß auch der gesellige Teil zu seinem Rechte kam, bedarf kaum der Erwähnung. — Wir schließen unseren Bericht mit dem aufrichtigsten Dank an die Straßburger Fachgenossen für die uns erwiesene Gastfreundschaft.

Berlin, im Februar 1909.

S. SCHWENDENER, z. Z. Präsident.

W. WÄCHTER, als Schriftführer.

---

definitiven Wortlautes der neuen Satzungen einstweilen noch unterbleiben. Die Kommission zur Vorbereitung der Wahlen und der Generalversammlung ist vom Vorstande beauftragt, die gerichtliche Eintragung zu bewirken. Nach Erledigung dieser Angelegenheit werden die Satzungen in ihrer endgültigen Form in den „Berichten“ abgedruckt werden.

Anlage.

Rechnungsablage des Jahres 1907.

		Soll		Haben	
		M.	Pf.	M.	Pf.
I. Beiträge-Konto.					
Im Jahre 1906 vorauf gezahlte Beiträge im Vortrage	390,50				
Im Jahre 1907 gezahlte Beiträge	7 992,42			8 382	92
Für Rechnung 1907 gezahlte Beiträge:					
83 Berliner à 20 M.	1 660,—				
396 Auswärtige à 15 M.	5 940,—				
17 Außerordentliche à 10 M.	170,—				
Mehrzahlungen	49,92				
496 Mitglieder zahlten		7 819	92		
Für Rechnung 1908 ff. vorauf gezahlte Beiträge im Übertrage		563	—		
		8 382	92	8 382	92
II. Interessen-Konto.					
Zinsen aus dem Depot und Konto-Korrent der Darlehnskasse		608	95		
III. Gewinn-Konto.					
Gebrüder Borntraeger zahlten als Gewinnanteil an Bd. XXIV		384	38		
IV. Berichte-Konto.					
Band XXV, Jahrgang 1907: 590 + (108) + 2 Seiten Text; 14 Tafeln, 72,5 qcm Holzschnitte, 1158 qcm Zinkätzungen. Entnommen 496 Exemplare für Mitglieder, 7 für Ehrenmitglieder, 1 für den Schriftführer				4 702	82
V. Kosten-Konto.					
Porto für Korrespondenzen usw.	153,80				
Porto für Versendung der Hefte	740,05				
Spesen und Provisionen	103,95				
Formulare usw.	180,55				
Honorare usw.	743,50				
Institutsdiener	10,—				
Beiträge und Adressen	94,70			2 026	55
VI. Kapital-Konto.					
Am 1. Januar 1907 Vermögen im Vortrage:					
Fester Bestand	5 000,—				
Lebenslängliche Mitglieder	900,—				
Flüssiges Vermögen	6 160,80			12 060	80
I. Beiträge-Konto				7 819	92
II. Interessen-Konto				608	95
III. Gewinn-Konto				384	38
Transport				20 874	05

	Soll M.	Pf.	Haben M.	Pf.
Transport			20 874	05
IV. Berichte-Konto	4 702	82		
V. Kosten-Konto	2 026	55		
Am 31. Dezember 1907 Vermögen im Übertrage:				
Fester Bestand . . . 5 000,—				
Lebenslängliche Mitglieder . . . 900,—				
Flüssiges Vermögen . . . 8 244,68	14 144	68		
	20 874	05	20 874	05

Voranschlag für 1908[1]).

(Durchschnitt der letzten 3 Jahre)

	Soll M.	Pf.	Haben M.	Pf.
Vortrag des Vermögens. 1. Januar 1908			14 144	68
Beiträge			7 524	—
Zinsen			580	—
Gewinn			349	—
Berichte	4 846	—		
Kosten	1 801	—		
Festschrift	6 000	—		
Vermögen am 31. Dezember 1908	9 950	68		
	22 597	68	22 597	68

Die Einnahmen aus den Beiträgen betragen 7 819,92 M.; die laufenden Ausgaben betragen 6 729,37 M. Folglich sind 1 090,55 M. mehr eingenommen als ausgegeben. Bei 496 zahlenden Mitgliedern kommt auf jedes Mitglied 15,77 M. Beitrag und 13,57 M. Ausgabe.

Hansgirg-Konto.

	Soll M.	Pf.	Haben M.	Pf.
Am 1. Januar 1907 Vortrag			990	15
Zinsen von 990 M. $3^1/_2\,\%$			34	65
Am 31. Dezember 1907 Übertrag	1 024	80		
	1 024	80	1 024	80

Berlin, März 1908. OTTO MÜLLER.

Revidiert und richtig befunden:

Dahlem, den 23. Juni 1908.

G. VOLKENS. M. O. REINHARDT.

---

[1] Die Ausgaben des aus dem Durchschnitt der letzen drei Jahre berechneten Voranschlages für 1908, die oben mit 12 647 M. eingesetzt sind, erhöhten sich durch folgende Positionen:

Erhöhung der Remuneration des Sekretärs	600,— M.
Remuneration für einen Rechnungsbeamten	300,— „
Druck des Florenberichts	600,— „
	1 500,— M.
auf	13 147,— „
so daß das Vermögen am 31. Dezember 1908 auf	8 450,68 „

veranschlagt werden kann.

Dahlem, Juli 1908. OTTO APPEL.

Nachrufe.

H. Marshall Ward.

Von

T. JOHNSON.

Die botanische Welt Englands hat durch den am 26. August 1906 erfolgten Tod H. MARSHALL WARDs, Professor der Botanik an der Universität Cambridge, einen schweren Verlust erlitten. Geboren im Jahre 1854 bei Hereford, erhielt MARSHALL WARD seinen ersten botanischen Unterricht als Student in einem kurzen praktischen Kursus im Jahre 1875 in South Kensington (später Royal College of Science). Der Leiter dieses Kursus war Professor (jetzt Sir WILLIAM) THISELTON-DYER, von welchem MARSHALL WARD den Rat erhielt, sich ganz der Botanik zu widmen. Demgemäß wurde im Jahre 1876 M. WARD Student an der Universität Cambridge, wo S. H. VINES die Cambridgeschule der modernen Botanik schon begründet hatte. Hier zeichnete M. WARD sich aus und begann im Jahre 1880 eine lange Reihe von wichtigen Untersuchungen, die den Einfluß SACHS' in Würzburg und DE BARYs in Straßburg nicht verkennen lassen. Ein gutes Beispiel dafür ist seine mit vielen hübschen Abbildungen ausgestattete Untersuchung: „a Lily disease, Botrytis". (Annals of Botany, II. 1888). Sie erinnert sehr an die Untersuchung DE BARYs: „Über einige Sclerotinien und Sclerotinia-Krankheiten". (Botanische Zeitung, 1886.)

Niemand hat mehr als MARSHALL WARD die Untersuchungen seiner deutschen Fachgenossen in sich aufgenommen und seinen Landsleuten zugänglich gemacht; er hat z. B. SACHS' „Vorlesungen über Pflanzenphysiologie" übersetzt und viel dazu beigetragen, die ökonomische und biologische Wichtigkeit der Mykologie zu zeigen. Nicht nur seine Spezialuntersuchungen, sondern auch seine wissenschaftlichen und populär-wissenschaftlichen Bücher (und er hat viel geschrieben) sind in dieser Hinsicht charakteristisch für seine Tätigkeit. Er ist vielleicht unser bester Vertreter (jetzt in Deutschland wohl bekannt) der angewandten Botanik gewesen. Seine Untersuchungen in Ceylon im Jahre 1880 – 82 über *Hemileia vastatrix*, den Pilz der Kaffeeblattkrankheit, über die Bakteriologie der Themse und seine letzten Untersuchungen über die Rostpilze, besonders über biologische Arten derselben, sind sämtlich wichtige Beiträge zur angewandten Botanik. Doch sagte er mir einmal während einer Unterhaltung über die Beziehungen zwischen Botanik und Landwirtschaft, daß ich in Dublin das, was er in Cambridge getan hätte, anstreben solle: nämlich die Studenten der Landwirtschaft die Prinzipien der Botanik und nicht allein die technische Anwendung der Wissenschaft, wie es von den sogenannten praktischen Leuten verlangt werde, gründlich kennen lernen zu lassen.

Als Lehrer war MARSHALL WARD merkwürdig klar und eindrucksvoll. Sein Leben stand unter dem Eindruck eines überwältigenden Eifers für seine Wissenschaft, der sich besonders zeigte, wenn er seine Meinungen vor dem Publikum vertrat. Ein gutes Beispiel hierfür ist sein Vortrag auf der Versammlung der British association for the advancement of Science in Cambridge 1904, wo er gegen die Mykoplasma-Theorie von ERICKSSON sprach. Mit Hilfe einiger Studenten (und Studentinnen) hat MARSHALL WARD zu dieser Zeit viele Beweise über die Möglichkeit erbracht, daß die Uredosporen den Winter hindurch leben und dabei die Rostkrankheit von Jahr zu Jahr andauern lassen können. Auf derselben Versammlung bemerkte ich, wie sehr er sich in seinem Aussehen in den letzten Jahren geändert hatte; alles deutete darauf hin, daß er sich überarbeitete. Vielleicht kannte er die Natur seiner Krankheit — die Zuckerkrankheit — und wollte so viel wie möglich in der ihm noch zur Verfügung stehenden Zeit arbeiten. Seine Bücher hätten genügt, die Kraft eines Einzelnen zu verbrauchen, seine Untersuchungen diejenige eines anderen, und es ist erstaunlich, wie er trotzdem seine Pflichten als Lehrer der Botanik und als Vertreter seiner Schule an den vielen Ausschüssen der Universität so gut erfüllen konnte. Traurig ist es, daß er sich seines neuen, Anfang 1904 erbauten Institutes, das Resultat seines zehn Jahre langen Erfolges als Professor an seiner Alma mater, kaum erfreuen durfte, als die unerbittliche Hand des Todes ihn ergriff.

Wer mehr über MARSHALL WARD erfahren will, wird mit Vorteil die folgenden Notizen über seine Lebenstätigkeit nachlesen:

1. Annals of Botany vol. XXI. mit vortrefflichem Bild und Bibliographie. (Notiz von Professor S. H. VINES.)
2. New Phytologist, vol. VI, 1906. (Notiz von Sir W. THISELTON-DYER.)
3. Journal of Botany, vol. XLIV, 1906. (Notiz von Professor F. O. BOWER.)

C. A. J. A. Oudemans.

Von

J. W. MOLL.

CORNEILLE ANTOINE JEAN ABRAM OUDEMANS, seit September 1886 korrespondierendes Mitglied der Deutschen botanischen Gesellschaft, wurde am 7. Dezember des Jahres 1825 in Amsterdam geboren und starb im hohen Alter von 80 Jahren in Arnhem, am 29. August des Jahres 1906.

Er war das älteste von 7 Kindern, und zwei seiner Brüder haben sich, wie er selbst, wohlverdiente Namen in der Wissenschaft erworben: der vor kurzem verstorbene J. A. C. OUDEMANS, der viele Jahre Professor der Astronomie in Utrecht war, und A. C. OUDEMANS, der als Professor der Chemie an der damaligen Polytechnischen Schule, jetzt Technischen Hochschule in Delft, schon vor mehreren Jahren starb.

Der Vater dieser Söhne hatte in Amsterdam eine Schule, welche aber infolge eines vorgekommenen Unglücksfalles zeitweise weniger Schüler an sich zog, so daß der alte Herr OUDEMANS im Jahre 1834, einem Rufe nach Java folgend, daselbst als Direktor der ersten „Gouvernements Lagere School“ in Weltevreden bei Batavia eine ihm willkommene Stellung fand. Der junge OUDEMANS kam also als neunjähriger Knabe nach Indien und verblieb daselbst, die Schule seines Vaters besuchend, während fünf Jahre. Von diesen auf Java verbrachten Jugendjahren hat er immer die lebhaftesten Erinnerungen beibehalten.

Sobald es aber feststand, daß er die Universität besuchen sollte, wurde der vierzehnjährige Knabe 1839 nach Amsterdam zurückgeschickt, wo er während zweier Jahre Lateinisch und Griechisch lernte, so daß er schon im September des Jahres 1841, also im Alter von 16 Jahren, zum ersten Male als Student der Medizin in Leiden eingeschrieben werden konnte. Inzwischen war sein Vater, seiner Gesundheit wegen, mit seiner Familie aus Indien wieder nach Holland und zwar nach Leiden übergesiedelt, so daß OUDEMANS als Student bis zum Jahre 1848, in welchem er seine medizinischen Studien zum Abschluß brachte, wieder im väterlichen Hause wohnte.

Während er diese Studien mit großem Eifer und ausgezeichnetem Erfolge betrieb, wurde schon bald die Liebe zur Botanik in ihm rege. REINWARDT las damals in Leiden über Botanik und Chemie und hat gewiß anregend auf den jungen Mann gewirkt, wie auch die bekannten Bryologen MOLKENBOER und DOZY, mit welchen er zu dieser Zeit einen lebhaften wissenschaftlichen Verkehr unterhielt. Zumal der erstere dieser beiden hat gewiß einen bedeutenden Einfluß auf seine botanische Ausbildung gehabt.

Dennoch blieb das Studium der Medizin Hauptsache und am 5. November des Jahres 1847 wurde er zum Medicinae Doctor promoviert nach Verteidigung einer Dissertation „De fluxu menstruo" (1)[1]), hinter welcher nach der damaligen Sitte zwei lange Festgedichte abgedruckt waren, das eine von seinem Vater, das andere von einem Onkel angefertigt.

Am 17. Januar des Jahres 1848 zog OUDEMANS nach Paris, um daselbst seine medizinischen Studien weiter fortzusetzen. Dort empfand er aber bald die Folgen der inzwischen ausgebrochenen Revolution, indem die akademischen Vorlesungen geschlossen wurden. Selbst war es ihm bis zum darauffolgenden 5. März unmöglich, Paris zu verlassen. An diesem Tage gelang es ihm, nach Wien abzureisen, aber als er daselbst eintraf, war auch dort die Revolution ausgebrochen, so daß er erst nach einem Aufenthalt von einigen Wochen anfangen konnte, die Vorlesungen im Allgemeinen Krankenhaus zu besuchen. Das tat er sehr zu seiner Zufriedenheit, aber schon bald mußte er jetzt wieder nach Leiden zurückkehren, wo er am 18. Juni eintraf.

Schon während seines Aufenthaltes in Wien war in Rotterdam durch das Ableben eines Herrn CHARANTE ein Lektorat an der damaligen, jetzt schon vor vielen Jahren aufgehobenen Medischen Schule freigeworden. Diese Stellung war früher auch von den Botanikern DE VRIESE und MIQUEL besetzt gewesen und schon am 9. August des Jahres 1848 wurde OUDEMANS zum

---

[1]) Die zwischen Klammern gestellten Zahlen beziehen sich auf die Literaturliste hinter diesem Aufsatze.

Lektor der Botanik, Materies Medica und Historia Naturalis ernannt. Er fand daselbst einen botanischen Garten und las etwa 3 Stunden wöchentlich, im Winter auch über Mineralogie und Zoologie. Das Gehalt war nicht groß, so daß OUDEMANS neben seiner Stelle als Lehrer auch als Hausarzt eine gute Praxis zu erwerben suchte, was ihm während der elf Jahre seines Aufenthaltes in Rotterdam auch wirklich nach und nach gelang.

Aber daneben fand er von Anfang an Zeit und Gelegenheit zu einer regen wissenschaftlichen Tätigkeit. Am Schlusse dieses Aufsatzes findet man eine Liste der nach den Jahreszahlen geordneten streng wissenschaftlichen Arbeiten von OUDEMANS mit Fortlassung vieler Aufsätze kritischen und populären Inhalts. Daraus wird der Leser entnehmen können, mit welchen einzelnen Arbeiten OUDEMANS während der Rotterdamer Periode beschäftigt war. Hier werde ich mich nur auf eine kurze allgemeine Übersicht über seine wissenschaftliche Tätigkeit beschränken.

Die verschiedenen Richtungen, in welchen OUDEMANS sich während seiner langjährigen wissenschaftlichen Tätigkeit bewegt hat, finden sich schon alle in dieser Periode angedeutet, wenn auch in späteren Jahren der Schwerpunkt seines Arbeitens nach und nach seine Stelle geändert hat.

Von Haus aus war OUDEMANS, wie es sich zu dieser Zeit kaum anders erwarten ließ, klassifizierender Systematiker, so daß Fragen auf diesem Gebiete und zwar besonders die höheren Pflanzen und die Floristik seines Vaterlandes betreffend, seinen Geist oft fesselten.

Aber daneben hatte er sich als tüchtiger Mikroskopiker ausgebildet, und zwar, wie es damals kaum anders möglich war, ganz aus eigenen Kräften. Es kann daher nicht wundernehmen, daß er sich zeit- und standesgemäß ganz besonders für die Anatomie der Drogen interessierte. Auf pharmakognostisch-anatomischem Gebiete hat er denn auch bekanntlich Bedeutendes geleistet.

Auch fühlte er, wahrscheinlich durch MOLKENBOERS Bekanntschaft anfänglich dazu angeregt, ein sehr reges Interesse für das Studium der niederen Pflanzen, wozu seine Bekanntschaft mit der mikroskopischen Technik ihn vorzüglich befähigte. So hat er sich später nach und nach dem Studium der Mykologie zugewendet, und wurde er schließlich einer der ersten Kenner auf diesem Gebiete.

Schließlich hat er während der Dauer seiner so viele Jahre umfassenden Lehrertätigkeit fortwährend das Bedürfnis gefühlt.

die Resultate der für seine Vorlesungen gemachten Studien in der Gestalt von Lehrbüchern zu veröffentlichen.

Wenn wir nun zur Betrachtung seiner Arbeit, während er in Rotterdam verblieb, zurückkehren, so finden wir, daß er die Reihe seiner mykologischen Arbeiten zwar schon im Jahre 1856 eröffnete mit einer Mitteilung über das Vorkommen gewisser Pilze in Hühnereiern (3), aber erst viel später hat seine Aufmerksamkeit sich bleibend auf diese Studien gelenkt.

Aus seiner Tätigkeit als Lektor ging auch während dieser Periode noch nicht die Veröffentlichung eines eigenen selbständigen Lehrbuchs hervor. Aber dennoch hat er im Jahre 1852 eine holländische Übersetzung von SEUBERTs Buch „die Pflanzenkunde gemeinfaßlich dargestellt“ gegeben.

Sehr eingehend hat er sich dagegen damals mit der Pharmakognosie des Pflanzenreichs und zumal mit anatomischen Fragen auf diesem Gebiete beschäftigt, so daß er schon 1854—1856 sein großes Werk „Aanteekeningen op het systematisch- en pharmacognostisch-botanische gedeelte der Pharmacopoea Neerlandica“ (7) veröffentlichen konnte. SCHLEIDEN hatte 1847 den Beweis geliefert, daß man *Radix Sarsaparilla* de Vera Cruz von der Sorte Honduras nach anatomischen Merkmalen unterscheiden konnte. WEDDELL gründete 1849 eine Einteilung der Chinarinden auf anatomische Merkmale, und SCHACHT hatte 1853 in seinem bekannten Werke „Der Baum“ eine analytische Tabelle gegeben zur Bestimmung einiger Holzarten und Cortices nach solchen Merkmalen; aber im größeren Maßstabe war der Versuch, die Pflanzenanatomie auf systematischem und pharmakognostischem Gebiete zu verwerten, noch nicht gemacht worden. In letzterer Hinsicht hat nun OUDEMANS sich das Verdienst erworben, in seinem Buche zum ersten Male die anatomische Behandlung der Drogen konsequent durchgeführt zu haben. In jedem einzelnen Falle werden die Resultate eigener, genauer, mikroskopischer Beobachtungen mitgeteilt und durch eine Fülle von Originalzeichnungen erläutert. So brachte OUDEMANS schon 1854 zustande, was bald darauf SCHLEIDEN und OTTO BERG für Deutschland leisteten, der letztere zumal in seinem auch jetzt noch brauchbaren „Anatomischen Atlas“, wie es auch in etwas anderer Fassung.

Als eine rein botanisch-anatomische Untersuchung sei hier auch noch ein Aufsatz erwähnt über die köpfchentragenden Haare von *Collomia coccinea* (5), welchen er im Jahre 1853 in der Botanischen Zeitung veröffentlichte.

Aber auch systematischen und floristischen Untersuchungen widmete er während seines Aufenthaltes in Rotterdam viel Zeit, und das führte in den Jahren 1859—1862 zur Veröffentlichung der ebenfalls in niederländischer Sprache geschriebenen „Flora van Nederland“ in 3 Bänden (14), ein klassisches Werk, in welchem das Thema mustergültig behandelt wird und das auch jetzt noch von Botanikern und gebildeten Laien mit großer Vorliebe benutzt wird.

Inzwischen hatte sich OUDEMANS' ärztliche Praxis in Rotterdam nach und nach fortwährend ausgebreitet, und es stand zu befürchten, daß dieselbe recht bald die wissenschaftlichen Leistungen selbst eines mit so außerordentlicher Aktivität begabten Mannes, wie er war, sehr einschränken würde. Aber glücklicherweise kam zu ihm, der schon im Jahre 1858 zum Mitglied der königlichen Akademie der Wissenschaften in Amsterdam erwählt worden war, im September des Jahres 1859 ein Ruf als Professor der Botanik nach dem damaligen Athenaeum Illustre der Stadt Amsterdam; eine Stelle, welche durch MIQUELs Übersiedelung nach der Utrechter Universität freigeworden war.

Das Gehalt der Professoren war damals äußerst bescheiden, aber dennoch beschloß OUDEMANS seine eben zu dieser Zeit sehr stark anwachsende Praxis in Rotterdam zu verlassen, um sich künftig ganz der Wissenschaft, die ihm lieb war, widmen zu können. Dieser Entschluß hat ihn nie gereut und es war ihm vergönnt, während 36 Jahre, bis das Gesetz ihn zwang in den Ruhestand zu treten, in fortwährender reger Tätigkeit diese Stelle einzunehmen, zuerst, wie gesagt, am damaligen Athenaeum Illustre, seit dem Jahre 1877 als Professor an der jetzigen städtischen Universität zu Amsterdam, deren erster Rector Magnificus er war. Am 21. November des Jahres 1859 eröffnete er seine Tätigkeit mit einer Rede: „Over de plantkunde, beschouwd in hare trapswijze ontwikkeling, van de vroegste tijden tot op heden“ (12).

Bald darauf, im Jahre 1860, verheiratete er sich mit Fräulein CHRISTINA MARIA SPEENHOFF.

Er widmete sich jetzt ganz der wissenschaftlichen Forschung und dem Universitätsunterricht. Nicht nur die ganze Botanik, sondern auch die Pharmakognosie war ihm anfänglich übertragen; seit dem Jahre 1877 konnte er aber die Physiologie und Anatomie seinem späteren Kollegen HUGO DE VRIES überlassen.

Wenn wir also jetzt seine wissenschaftliche Tätigkeit während der Amsterdamer Periode und auch später besprechen, so darf man nach dem oben schon darüber Mitgeteilten und bei seiner überaus großen Aktivität sich nicht wundern, daß er in Amsterdam verschiedene kleinere und größere Lehrbücher schrieb, welche das gesamte Gebiet seiner botanischen und pharmakognostischen Lehrtätigkeit umfaßten.

So erschien 1865 seine „Handleiding tot de Pharmacognosie van het Planten- en Dierenrijk“ (29), ein Lehrbuch, welches im Jahre 1880 eine zweite Auflage erlebte und noch jetzt, obgleich etwas veraltet, als das beste zu betrachten ist, das in niederländischer Sprache auf diesem Gebiete geschrieben ist. Besonders die Bearbeitung des inneren, mikroskopischen Baues der Drogen war für die damalige Zeit mustergültig, wie es sich von dem Autor der „Aanteekeningen“ erwarten ließ.

Bald darauf, in den Jahren 1866—1870, wurde sein großes, aus zwei starken Bänden bestehendes „Leerboek der Plantenkunde“ (33) veröffentlicht, welches das ganze Gebiet der Botanik umfaßt, und sich durch eine sehr vollständige Behandlung des Stoffes auszeichnet, wie sie in nicht vielen Lehrbüchern gefunden wird und welche demselben auch jetzt noch in mancher Hinsicht Wert verleiht. Dennoch hat das Buch sich auch in Holland aus verschiedenen Gründen nie ganz einbürgern können. Erstens war es zu ausführlich für den Gebrauch künftiger Mediziner und Pharmazeuten, und der Botaniker gab es damals hier nur wenige. Aber auch erschien eben zu dieser Zeit das berühmte „Lehrbuch der Botanik“ von JULIUS SACHS, welches in unserem, in fremden Sprachen geschriebenen Lehrbüchern keineswegs abgeneigten Lande, mit Recht die Aufmerksamkeit der angehenden Botaniker auf sich lenkte, und zwar so sehr, daß es auch bei uns während einer Reihe von Jahren alle anderen botanischen Lehrbücher in den Hintergrund drängte.

Zwei Jahre später aber schrieb OUDEMANS ein kleineres Lehrbuch: „Eerste beginselen der Plantenkunde“ (42), welches bis zum Jahre 1898 in vier Auflagen veröffentlicht wurde und demgemäß eine sehr starke Verbreitung fand, vielleicht weniger unter den Studenten als in verschiedenen anderen sich für die Botanik interessierenden Kreisen. Die Organographie der höheren Gewächse ist in diesem Buche die Hauptsache, aber auch Anatomie und Physiologie werden ziemlich ausführlich behandelt.

Schließlich hat OUDEMANS im Jahre 1883, mit seinem Kollegen HUGO DE VRIES zusammen, ein „Leerboek der Plantenkunde“ (77) für Studierende an den Universitäten veröffentlicht, für welches der letztere die Anatomie und Physiologie, OUDEMANS aber die Morphologie und Systematik schrieb. Auch dieses Buch brachte es 1895—1896 zu einer zweiten Auflage.

So viel über die verschiedenen Lehrbücher, welche OUDEMANS im Laufe der Jahre schrieb. Ich will jetzt versuchen, über seine mehr rein wissenschaftlichen Leistungen während dieser Periode seines Lebens eine flüchtige Übersicht zu geben und werde dabei wieder die verschiedenen Richtungen seines Studiums jede für sich besprechen.

Seine intensivste Arbeit auf pharmakognostisch-anatomischem Gebiete fällt ohne Zweifel zum weitaus größten Teil in die Rotterdamer Periode und gipfelt in den schon besprochenen „Aanteekeningen“, wenn er auch später immer ein reges Interesse für dieses Gebiet behielt und manches Resultat späterer Beobachtungen in seinem Lehrbuch der Pharmacognosie beschrieb. Die Zahl besonderer Abhandlungen ist aber klein; ich brauche hier bloß zu nennen eine kurze Mitteilung über den Bau der Samen von *Strychnos* (23, 1863).

Größer, wenn auch nicht sehr bedeutend, ist die Zahl der Abhandlungen auf rein anatomischem Gebiete. Ich erwähne hier eine ausführliche Abhandlung über Bau und Entwicklung des Velamens der *Orchideen* (15, 1861); eine Abhandlung, in welcher zum ersten Male der exakte Beweis geliefert wird, daß die Stomata von der Epidermis und nicht vom unter derselben liegenden Gewebe gebildet werden (17, 1862); die Beschreibung der eigentümlichen in Epidermiszellen gebildeten Stomata der *Ancimia*-Arten (26, 32, 1866); die Untersuchung der bis dahin als eine *Rhizomorpha* beschriebenen Gerbstoffschläuche an der Oberfläche des Markes von *Sambucus nigra* (45, 1872).

Wenn wir nun zur Betrachtung der Arbeiten auf klassifizierend-systematischem Gebiete übergehen, insofern dieselben sich auf die *Gymno-* und *Angiospermen* beziehen, so wird man in der diesem Aufsatze beigegebenen Liste sehen können, daß OUDEMANS in Amsterdam, wenn man von einer kleinen, im Jahre 1878 publizierten Mitteilung über *Crithmum maritimum* absieht (56), bis zum Jahre 1868 etwa 12 kleinere und größere Aufsätze über solche Gegenstände schrieb. Ein Teil derselben ging hervor aus Beobachtungen, welche er an lebenden Pflanzen des botanischen Gartens in Amsterdam anzustellen imstande war, so zum Beispiel über *Pandanus spiralis* (18), *Pandanus spurius* (21), *Encephalartos Altensteinii* (22) usw. Übrigens erwähne ich hier als ausführlichere Abhandlungen: die über *Leptonychia* (31, 1866); die Bearbeitung der *Violaceae* in MIQUELs Annales Lugd. Batav. (36, 1867); die mit 14 lithographischen Tafeln ausgestattete Beschreibung der *Alsodeia*-Arten des Leidener Reichs-Herbariums (34, 1867) und die Annotationes criticae über javanische *Cupufileren* mit 12 Tafeln (39, 1868).

Man kann aber sagen, daß um das Jahr 1872 die Tätigkeit unseres Forschers auf pharmakognostischem, anatomischem und auf klassifizierend-systematischem Gebiete, insofern es die höheren Pflanzen anbelangt, zu Ende war. Von der Bearbeitung der oben schon besprochenen Lehrbücher abgesehen, hat er künftig seine Kräfte auf das Gebiet konzentriert, auf welchem sich vielleicht seine bedeutendsten Leistungen finden. Es ist das Gebiet der Mykologie, das in ihm einen seiner besten Vertreter fand und auf welchem er, während 37 Jahre vom Jahre 1867 ab bis zum Jahre 1904, also bis kurz vor seinem Tode, eine stattliche Reihe von sehr bedeutenden Publikationen hervorbrachte.

Eine vollständige Aufzählung dieser Arbeiten findet man wieder in der hinter diesem Aufsatze abgedruckten Liste. Hier sei es mir nur gestattet, die Zwecke, welche OUDEMANS verfolgte, zu beleuchten und dabei die hauptsächlichsten Arbeiten kurz zu besprechen.

Viele seiner mykologischen Publikationen betreffen mehr spezielle Fragen, die Beschreibung neuer Arten usw. In der schon genannten Liste wird man zwischen den Jahren 1874 und 1904 eine Anzahl solcher Arbeiten verzeichnet finden, von welchen ich hier nur einige erwähnen will, zum Beispiel die über das *Pyrenomycetengenus* *Ascospora* (51, 1876); die „Contributions à la Flore mycologique de Nowaja Semlja (84, 1885); die zusammen mit seinem Kollegen PEKELHARING aus Utrecht ausgeführte Untersuchung über *Saccharomyces Capillitii* Oudem. et Pekelh. (86, 1885); verschiedene mit seinem Schüler C. J. KONING zusammen bearbeitete Aufsätze, von welchen ich hier nur erwähne den interessanten „Prodrome d'une flore mycologique, obtenue par la culture sur gélatine, preparée de la terre humeuse du Spanderswoud près de Bussum (107, 1902).

Das sind aber alles Arbeiten, welche dem Hauptzwecke, welchen OUDEMANS sich bei seinen mykologischen Untersuchungen stellte, mehr oder weniger fremd sind, und dieser Hauptzweck war die vollständige Erforschung der Pilzflora seines Vaterlandes. Die Resultate seiner Arbeiten in dieser Richtung hat er in vielen und wichtigen Publikationen niedergelegt, über welche ich jetzt kurz noch einiges mitteilen will.

Seit dem Jahre 1867 bis zum Jahre 1904 hat OUDEMANS regelmäßig und später fast jedes Jahr Übersichten herausgegeben über die zahlreichen von ihm selbst und anderen in den Niederlanden neu aufgefundenen Pilze. In den „Archives Néerlandaises" publizierte er im Jahre 1867 zum ersten und im Jahre 1873 zum zweiten Male eine solche Liste, unter dem Titel „Matériaux pour la flore Mycologique de la Néerlande" (37). Die Reihe dieser Übersichten wurde weiter fortgesetzt im „Nederlandsch Kruidkundig Archief", dem Organ der Niederländischen Botanischen Gesellschaft, in welchem schon im Jahre 1871 die erste „Mycologische Bijdrage" (44) das Licht erblickt. Bis zum Jahre 1904 findet man zwanzig solcher Beiträge in derselben Zeitschrift, und zwar seit dem Jahre 1886 in französischer Sprache unter dem Titel „Contributions à la flore mycologique des Pays-Bas". Die genannten Übersichten bilden zusammen ein paar stattliche Bände.

Man muß sie aber nur als einen Teil des Materials betrachten, welches OUDEMANS sammelte zur Erreichung eines bedeutenderen Zweckes. Gewiß hatte er sich das Ziel gesteckt, einmal eine vollständige Pilzflora der Niederlande zu schreiben. Dieses Ziel hat er leider, bei dem ungemein großen Umfang des Stoffes, der zum Teil auch sehr schwierig zu bearbeiten war, nicht ganz erreichen können. Aber doch ist es ihm gelungen, verschiedene sehr wichtige und umfangreiche Arbeiten zu verfassen, welche als niederländische Floren vieler wichtiger Abteilungen der Pilze gelten können und von denen ich die hauptsächlichsten hier kurz besprechen will.

Schon in den Jahren 1879—1880 publizierte er in den Archives Néerlandaises eine „Révision des Champignons trouvés jusqu'à ce jour dans les Pays-Bas" (62), welche die *Hymenomyceten*, *Gasteromyceten* und *Myxomyceten* enthält und so eingerichtet ist, daß sie die Bestimmung zwar nicht der Arten, aber doch kleinerer Gruppen derselben ermöglicht. Es folgte im Jahre 1884 die „Revisio *Pyrenomycetum* in regno batavorum hucusque detectorum". (79, 80) mit analytischen Tabellen, auch für die Bestimmung der Arten, und 14 SACCARDO entlehnten Tafeln.

Viel wichtiger aber ist das in den Jahren 1892—1897 publizierte, leider nicht vollendete, nur aus den zwei ersten Teilen bestehende Werk unter dem Titel: „Révision des Champignons tant supérieurs qu'inférieurs, trouvés jusqu'a ce jour dans les Pays-Bas (97). Es enthält die *Phycomycetes*, *Pyrenomycetes* und die *Basidiomycetes* im weitesten Sinne. Es ist für diese Gruppen als eine vollständige Flora der Niederlande zu betrachten, welche auch für die benachbarten Länder von großer Bedeutung ist, und die Bestimmung der Arten mit Hilfe analytischer Tabellen gestattet.

Als letzte große und sehr wertvolle Arbeit erwähne ich hier den im Jahre 1904, also kurz vor seinem Tode veröffentlichten „Catalogue raisonné des Champignons des Pays-Bas“ (111), in welchem man sämtliche, etwa 4400 in den Niederlanden gefundenen Pilze, mit den nötigen Literaturnachweisen ausgestattet, aufgezählt findet. Auch dieses ist ein für das weitere Studium der Mykologie in verschiedener Richtung gewiß äußerst wertvolles Buch.

Nicht nur das Studium der einheimischen Pilzflora fesselte OUDEMANS, sondern er stellte sich auch allgemeinere Aufgaben, welche für die Mykologie sehr wichtige Resultate versprachen. Das beweist eine große Arbeit, welche ich jetzt noch besprechen will, und mit welcher OUDEMANS sich während mehr als 25 Jahre beschäftigte. Sie liegt fast ganz vollendet da, konnte aber während seines Lebens, der hohen Kosten wegen, nicht zur Veröffentlichung gelangen. Es ist dies eine für alle Mykologen sehr wichtige Arbeit, welche sämtliche in Europa aufgefundenen, auf anderen Pflanzen wachsenden Pilze umfaßt. Dieses Material ist, mit Literaturnachweisen ausgestattet, nach den Nährpflanzen geordnet und bei diesen wieder nach den verschiedenen Organen, Blättern, Stengeln usw., auf welchen die betreffenden Pilze vorkommen. Bei der Zusammenstellung dieses Werkes wurden 300 verschiedene mykologische Bücher, Arbeiten und Exsikkatensammlungen benützt; es erreicht einen hohen Grad der Vollständigkeit, wo unter diesen Büchern auch SACCARDOs Sylloge und andere sehr große Werke mitgezählt werden müssen. Wenn man also einen Pilz auf einer bekannten Nährpflanze findet, kann man sogleich nachschlagen, ob und wo derselbe schon früher gefunden wurde. Es leuchtet ein, daß ein solches Nachschlagebuch, von einem so feinen Kenner der Pilze bearbeitet, auch in den meisten Fällen die Bestimmung der Pilze sehr erleichtern und für das Studium der Mykologie im allgemeinen sehr fördernd wirken muß. Vorläufig steht das saubere Manuskript nur den Laboranten des Botanischen Laboratoriums in Groningen zur Verfügung. Aber im Interesse der Mykologie muß man sehr hoffen, daß sich ein Weg finden lassen wird, um sobald wie möglich zu einer Veröffentlichung dieses Werkes zu gelangen.

Es versteht sich von selbst, daß ein Botaniker wie OUDEMANS während seines ganzen langen Lebens auch fortwährend Pflanzen gesammelt und Herbarien zusammengebracht hat. Zwischen den

Jahren 1867 und 1877 veröffentlichte er eine käufliche Exsikkatensammlung höherer und niederer niederländischer Pflanzen, welche in 27 Lieferungen 1350 Arten umfaßte (38). In unseren Universitätsherbarien findet man dieselbe einverleibt.

In den Jahren 1875, 1877 und 1879 stellte er in beschränkter Zahl unter dem Titel „Fungi Neerlandici exsiccati“ (50) drei Centurien getrockneter Pilze zusammen, welche nicht verkauft, sondern in Tausch und einigen wissenschaftlichen Freunden als Geschenk gegeben wurden.

Sein sehr großes, durch mehr als fünfzigjährige Arbeit zusammengebrachtes, überaus viele wertvollen authentischen Exemplare und auch viele Herbaria venalia enthaltendes Pilzherbar vermachte er nach seinem Tode der Groninger Universität. Es wird jetzt im Herbar des Botanischen Laboratoriums aufbewahrt, woselbst sich auch die *Moose* und *Pteridophyten*, welche er während seines Lebens sammelte, befinden.

Wie man aus dem Mitgeteilten sieht, geht die Reihe von OUDEMANS' mykologischen Arbeiten weit über das Jahr 1896 hinaus, in welchem er infolge des waltenden Gesetzes in den Ruhestand überging. Er siedelte nach Arnhem über, wo er mit Frau und Tochter, die letzten Jahre nach dem Tode seiner Frau nur mit seiner Tochter lebte. Im Anfang verbrachte er das Sommerhalbjahr in Apeldoorn, wo er ein Landhaus besaß, das er aber später verkaufte, so daß er während der letzten Jahre seines Lebens ganz in Arnhem wohnte.

Fast bis zu seinem Tode war es ihm vergönnt, täglich viele Stunden auf seinem Studierzimmer in reger Arbeit zu verweilen und seine geliebten mykologischen Arbeiten zu fördern. Verschiedene seiner bedeutenden Publikationen stammen aus dieser Periode, unter anderen der sehr umfangreiche „Catalogue raisonné“, von dem oben die Rede war.

In den letzten Monaten seines Lebens fing der trotz seines hohen Alters noch immer rüstige Mann zu kränkeln an, bis er, wie gesagt, im August des Jahres 1906 sanft verschied.

Die oben gegebene übersichtliche Darstellung seines Lebens und Wirkens läßt gewiß OUDEMANS als bedeutenden Botaniker hervortreten, aber gibt zugleich Anhaltspunkte für eine Wertschätzung seiner wissenschaftlichen Persönlichkeit, zu welcher ich jetzt zum Schlusse übergehe. Vor allem sei es mir hier vergönnt, seine Bedeutung als akademischer Lehrer hervorzuheben: In dieser

Hinsicht war er begabt wie nur wenige: ein gewandter Redner, mit äußerst lebhaftem, oft enthusiasmiertem oder auch humoristischem Vortrag, fesselte er ohne Aufhören die Aufmerksamkeit seiner Zuhörer. Sein klarer Geist zeigte sich fortwährend in der wunderbaren Deutlichkeit seines Vortrags, die Darstellung war immer eine solche, daß jede Vorlesung für sich ein Ganzes bildete, sich zwar an die vorhergehende anschließend, aber auch für diejenigen, welche ihn zum ersten Male hörten, in allen Einzelheiten verständlich. Seine Vorlesungen gehörten zu den allerbesten; ich kann sagen, daß ich als Student keine besseren hörte und das ist nicht nur meine persönliche Meinung, sondern in unserem Lande besteht darüber unter den vielen Hunderten von Medizinern und Pharmazeuten, welche dieselben gehört haben, nur eine Meinung.

Daß ein Mann, der als Lehrer so hochbegabt war, dennoch unter seinen Schülern nur wenige Botaniker gebildet hat, ist wenigstens auf zwei Ursachen zurückzuführen: erstens war die Zahl derjenigen, welche Botanik als Hauptfach studierten, gerade zu der Zeit, als er seine volle Kraft als Lehrer entfaltete, nur sehr klein; viele Jahre war ich der einzige Botaniker im Athenaeum Illustre; zweitens aber zeigten die in späteren Jahren zahlreicheren Studenten der Botanik zeitgemäß zum großen Teil eine starke Vorliebe für die mehr physiologische Richtung, welche dann durch HUGO DE VRIES vertreten war.

Ich will jetzt versuchen, eine kurze Beurteilung seiner schriftstellerischen Tätigkeit zu geben, welcher er einen mehr sichtbar bleibenden Platz in der botanischen Wissenschaft verdankt. Um zu einem richtigen Urteil darüber gelangen zu können, ist es nötig, zu allererst in den Vordergrund zu stellen, welche Geisteseigenschaften bei OUDEMANS am stärksten ausgeprägt waren, und da sind es zumal drei derselben, welche mir besonders von Bedeutung scheinen, wenn es gilt zu erklären, wie seine Lebensarbeit zustande kam, woraus dann von selbst ihr Wert hervorgehen wird.

Erstens war er einer derjenigen, deren Geist sich mehr vom speziellen, als vom allgemeinen angezogen fühlt und es war ihm ein Bedürfnis, bei jeder Arbeit auch selbst relativ bedeutungslose Einzelheiten mit peinlichster Sorgfalt und Genauigkeit zu behandeln. Zweitens war er begabt mit einer rastlosen Aktivität, welche ihm in Verbindung mit seiner Vorliebe für das Spezielle, sozusagen nur wenig Zeit übrig ließ, um über allgemeinere Gesichtspunkte zu grübeln oder sich in die Lösung von solchen Fragen zu vertiefen, welche zwar wichtig sein können, aber oft in absehbarer Zeit keine Lösung versprechen; die mehr träumerische Natur, welche dazu paßt, war ihm fremd. Drittens aber strebte er in allem nach der größtmöglichsten Vollständigkeit, und ein gewisses Ebenmaß war ihm, auch in der Wissenschaft, ein Bedürfnis.

Aus dem Mitgeteilten läßt es sich, wie ich meine, zum Beispiel erklären, daß OUDEMANS nicht die darwinistischen Ansichten als Basis seiner wissenschaftlichen Arbeiten gewählt hat, obgleich er gerade zu der Zeit des Auftauchens dieser Ansichten gewissermaßen auf dem Höhepunkt seines wissenschaftlichen Schaffens stand, und er dieselben auch sehr gut kannte.

Aber ebenso erklärlich wird es daraus, daß OUDEMANS, wo er einmal Lücken in unseren Kenntnissen entdeckt hatte, welche er durch angestrengte Arbeit auszufüllen hoffen konnte, sich gerade dazu angeregt fühlte, rasch mit fröhlichem Gemüt und seltener Ausdauer die Arbeit unternahm und nicht rastete, bis er dieselbe zu einem guten Ende geführt hatte.

So hat er, als er einsah, daß auf pharmakognostischem Gebiete das Mikroskop und das Studium der Anatomie vorzügliches leisten konnte, eine vollständige Bearbeitung der derzeit benutzten Drogen in dieser Richtung unternommen und glänzend zu Ende geführt. Es werden seine „Aanteekeningen“ immer als eine bedeutende Leistung auf pharmakognostisch-anatomischem Gebiete dastehen. Es haben ihn aber diese ausgedehnten Studien, wie sich jetzt verstehen läßt, nur relativ selten zur Lösung einzelner Fragen der allgemeinen Pflanzenanatomie geführt, nie zu einem bahnbrechenden Studium dieser Disziplin.

Etwas dem ähnlichen finden wir auf dem Gebiete der Mykologie, auf welchem die Wissenschaft OUDEMANS so vieles verdankt. Die allgemeineren Gesichtspunkte der Klassifikation, auch allgemeinere Fragen über die Physiologie der Pilze haben ihn nur wenig angezogen. Aber als diese Pflanzen anfingen, seine Aufmerksamkeit zu fesseln, und er sah, daß in seinem Vaterlande das Studium derselben bis damals fast ganz vernachlässigt war, hat er sich mit voller Kraft daran gemacht, das zu tun, was auch wirklich in erster Linie notwendig war: das Sammeln, Beschreiben und Ordnen des Materials.

Durch eine angestrengte Arbeit vieler Jahre gelang es ihm, bei der übergroßen Zahl der Formen und der geringen Kenntnis, welche wir über viele derselben besitzen, zwar nicht eine vollständige Flora der niederländischen Pilze zu schaffen, aber doch einen sehr bedeutenden Teil derselben darzustellen. Die Bearbeitung dieses Teiles ist eine so vorzügliche, daß sie nicht verfehlen kann, für die Entwicklung der Mykologie auch außerhalb der Grenzen seines Vaterlandes von bleibender Bedeutung zu sein. Alles zusammenfassend glaube ich, daß kein der Sache Kundiger der Behauptung widersprechen wird, daß OUDEMANS bleibend als einer der ersten Mykologen Europas betrachtet werden wird.

Pharmakognosie und Mykologie, das sind sicher die Fächer, welche seiner Arbeit am meisten verdanken. Aber ich kann nicht umhin, hier darauf hinzuweisen, daß die Organographie der höheren Gewächse in ihm wiederholt einen ausgezeichneten Bearbeiter fand. Und schließlich sei hier nochmals seiner „Flora van Nederland“ gedacht, eine Arbeit aus einem Gusse in künstlerischer Gestalt, welche für alle Zeiten als ein Muster dastehen wird.

Zum Schlusse noch dieses. Die Beurteilung des Wertes wissenschaftlicher Leistungen wird selbstverständlich je nach der Persönlichkeit des Kritikers und den von ihm an wissenschaftliche Arbeiten gestellten Anforderungen sehr verschieden ausfallen können, aber eines bleibt doch bei allen solchen Leistungen und zumal bei der Beurteilung des wissenschaftlichen Mannes selbst Hauptsache. Ich meine die Beantwortung der Frage, ob und inwiefern die wissenschaftliche Arbeit wirklich aus rein wissenschaftlichem Drange hervorgegangen ist, das will sagen, nur aus dem Verlangen nach der Freude, welche das Suchen und Finden der Wahrheit bringt, ungetrübt von dem Drange fremder, zumal egoistischer Motive. Denn in letzter Instanz hat nur das, was aus diesem Drange nach Wahrheit hervorgeht, in der Wissenschaft einen wirklichen Wert.

Und wenn man die Frage so stellt, so wird nach meiner Überzeugung die kritische Betrachtung von OUDEMANS Arbeiten zu dem Schlusse führen, zu welcher auch ein jeder kommen muß, welcher den Vorzug hatte, den Mann in seiner vollen Arbeitskraft persönlich zu kennen: daß OUDEMANS ein bedeutender wissenschaftlicher Mann war im besten Sinne des Wortes.

Groningen, am 30. Dezember 1908.

Verzeichnis der Arbeiten von C. A. J. A. Oudemans,

mit Fortlassung vieler, meist in holländischer Sprache geschriebenen populären und kritischen Aufsätzen und einiger Übersetzungen.

1847.

1. Dissertatio physiologico-medica inauguralis de fluxu menstruo. den Haag. 64 S.

1850.

2. Morphologische beschouwingen over de ranken van *Vitis vinifera.* 9 S. Ubi?

1851.

3. Bijdrage tot de Kennis der Schimmelplanten, welke zich somtijds in Hoendereijeren ontwikkelen. Nederl. Lancet. 2. Ser. 6. Jrg. Nr. 9. 7 S. und 1 Tafel.
4. Systematisch overzicht der geneeskrachtige gewassen, volgens de nieuwste bronnen opgemaakt. Rotterd. V und 71 S.

1853.

5. Beiträge zur Kenntnis des Baues und der Entwickelungsgeschichte der Haare (namentlich der köpfchentragenden) von *Collomia coccinea.* Bot. Ztg. 11. Jhrg. Sp. 425—435 und 1 lith. Tafel.

1854.

6. Einiges über das Amylum von *Alpinia Galanga* Sw. Bot. Ztg. 12. Jhrg. Sp. 121—124.

1854—1856.

7. Aanteekeningen op het systematisch- en pharmacognostisch-botanische gedeelte der Pharmacopoea Neerlandica. Met een Atlas van 2 morphologische en 35 anatomische platen. Rotterd. 692 S.

1855.

8. Kan poeder van den bulbo-tuber van *Colchicum autumnale* L. herkend worden, enz. Haaxman. Tijdschr. voor Wet. Pharmacie. 2. Ser. 2. Jrg. 3 S.

1856.

9. Bijdrage tot de Kennis van het Agar-agar. Vlugtige opmerkingen omtrent *Fucus amylaceus* en Tjientjau. Haaxman. Tijdschr. voor Wet. Pharmacie. 2 Ser. 3. Jrg. 18 S. und 2 lith. Tafeln.
10. Mémoire sur la structure morphologique et anatomique du fruit et de la graine de l'arbre à Camphre de Sumatra (*Dryobalanops Camphora* Colebr.). Ann. d. Sc. nat. 4. Sér. T. V, S. 90—106, und 1 lith. Tafel. Auch in holländ. Sprache. Rotterd. 1855.

1857.

11. Iets over de ware afkomst van het (zoogenaamde) Penawar Djambi des Nederlandschen handels. Ned. Tijdschr. voor Geneesk. Jrg. 1857. S. 34—36.

1859.

12. Inwijdingsrede over de plantkunde, beschouwd in hare trapswijze ontwikkeling, van de vroegste tijden tot op heden. Uitgesproken ter aanvaarding van het hoogleeraarsambt in de genees- en kruidkunde aan het Athenaeum illustre te Amsterdam, den 21. Nov. 1859. Utr. Amsterd. 46 S.
13. Over de prikkelbaarheid der bladen van *Dionaea muscipula* Ellis ('t Vliegevangertje). Versl. en Med. Kon. Ak. v. Wet. Amsterd. Afd. Natuurk. Dl. IX, S. 320—336, mit 1 lith. Tafel.

1859—1862.

14. De Flora van Nederland. Haarlem. 3 Bände, mit Atlas von 92 farbigen Tafeln. 2. Aufl. 1872—1874.

1861.

15. Über den Sitz der Oberhaut bei den Luftwurzeln der *Orchideen.* Abh

d. math.-phys. Klasse der Kön. Ak. d. Wiss. Amsterd. IX, 32 S. und 3 Tafeln.

16. Voorloopige mededeeling aangaande de uitkomsten, verkregen bij eene herziening van eenige Javaansche *Cupuliferen*. Versl. en Meded. d. Kon. Ak. v. Wet. Amsterd. Afd. Nat. Dl. XII, S. 203—208.

1862.

17. Mémoire pour servir de réponse à la question: si les stomates dérivent de cellules épidermiques ou bien de cellules parenchymatiques sous-jacentes? Compt. rend. de l'Ac. R. d. Sc. Sect. d. Sc. ex. Vol. XIV. Amsterd. S. 318—344 und 1 lith. Tafel.

18. Notice sur un *Pandanus spiralis* R. Br. (♂), qui a fleuri dans le jardin botanique d'Amsterdam. Flore des Jardins du Royaume des Pays-Bas. V, S. 81—86, mit 2 lith. Taf.

19. Das Hornprosenchym Wigands. Bot. Ztg. 20. Jhrg. S. 43—44.

20. Notice sur une plante femelle de *Cycas inermis* Lour., qui a fleuri dans le jardin botanique d'Amsterdam. Flore des Jardins du Royaume des Pays-Bas V, S. 129—130 mit 1 farbigen lith. Taf.

1864.

21. Mededeeling aangaande een bloeijenden *Pandanus spurius* Rumph. ♀ uit den Kruidtuin te Amsterdam. Versl. en Med. Kon. Ak. v. Wet. Amsterd. Afd. Natk. Dl. XVI, S. 179—187.

22. Mededeeling aangaande een bloeijend exemplaar van *Encephalartos Altensteinii* Lehm. ♂ uit den Kruidtuin te Amsterdam. Ibid. S. 251—259.

23. Over de beteekenis der verhevenheden aan de oppervlakte der zaden van *Strychnos Nux vomica* L. Ibid. S. 260—268.

24. Over de groefjes (Foveolae) aan de oppervlakte der bladen van *Pleurothallis*, *Bulbophyllum* en *Stelis*. Ibid. S. 269—279.

1865.

25. Discours prononcé à l'occasion de l'Exposition internationale d'Horticulture à Amsterdam. Bull. d. Congrès Internat. de Bot. et d'Hortic. réuni à Amsterd. au mois d'Avril 1865, S. 33—39.

26. Sur l'origine des Stomates de quelques espèces d'*Aneimia*. Ibid. S. 85—87.

27. Sur l'origine des spores dans certaines espèces de *Mucor*. Ibid. S. 139.

28. Bemerkungen über das *Pandanophyllum humile* Hassk. Bot. Ztg. 23. Jhrg. S. 193—195.

29. Handleiding tot de Pharmacognosie van het Planten- en Dierenrijk. Haarlem. VIII und 352 S.; 2. Aufl. Amsterdam 1880, 663 S.

1865—1867.

30. Neerlands Plantentuin. Afbeeldingen en beschrijvingen van Sierplanten voor tuin en kamer. Onder Redactie van Dr. C. A. J. A. Oudemans, Groningen. 3 Jahrgänge. Zumal in den beiden ersten Teilen viele Beiträge von seiner Hand.

1866.

31. Remarques sur le genre *Leptonychia* de l'ordre des *Tiliacées*, suivies d'une description du *Leptonychia glabra* Turcz. Versl. en Med. d. kon. Ak. v. Wet. te Amsterd. 2. Ser. Dl. I, S. 23—32, mit 1 lith. Taf.

32. Sur l'origine des stomates de quelques espèces *d'Aneimia*. Arch. Néerl. T. I, S. 374—377, mit 1 lith. Taf.

1866—1870.

33. Leerboek der Plantenkunde. Utrecht en Amsterdam. I. Organographie der Phanerogamen, 1866, VIII und 199 S. mit 349 Textfig. II. Anatomie, 1867, XII und 331 S. mit 214 Textfig. II. 2. Physiologie, 1887, XII und 287 S. mit 11 Textfig. Zweiter Teil: Phytographie, Taxonomie, Planten-Geographie. I. 1868, 260 S. mit 101 Textfig.; II. 1870, 535 S. mit 162 Textfig.

1867.

34. *Alsodeiarum* quae in herbario regio lugduno-batavo asservantur illustrationes et descriptiones. Arch. Neerl. T. II, S. 193—211, mit 14 lith. Tafeln.

35. Tentative pour rétablir au rang d'espèce le *Cycas inermis* Lour. Ibid. S. 385—397, mit 3 lith. Taf. Auch in holländ. Sprache. Versl. en Med. Kon. Ak. v. Wet. Amsterd. Dl. II., 1868, S. 245.

36. *Violaceae*: Annales Lugd. Batav. Vol. III, S. 67—78.

1867 und 1873.

37. Matériaux pour la flore mycologique de la Néerlande. Arch. Néerl. T. II, 1867, S. 1—65, mit 1 lith. Taf.; und T. VIII, 1873, S. 343—416, mit 13 lith. Taf.

1867—1877.

38. Herbarium van Nederlandsche planten. Amsterdam. Exsiccatensamml. 27 Lief. zu 50 Pfl. Zusammen 1350 höhere und niedere Pflanzen. Man vergleiche Nr. 48.

1868.

39. Annotationes criticae in *Cupuliferas* nonnullas Javanicas. Verh. Kon. Ak. v. Wet. te Amsterd. Dl. XI, 24 S. mit 12 lith. Taf.

40. Rapport betreffende de *Elodea canadensis*, uitgebracht in de gewone vergadering der Kon. Ak. van 25. Jan. 1868 door C. A. J. A. OUDEMANS en N. W. P. RAUWENHOFF. Versl. en Med. Kon. Ak. v. Wet. te Amsterd. 2e Reeks, Dl. II, blz. 370—375.

41. Encore un mot sur le *Cycas inermis* Lour. Arch. Néerl. T. III, S. 255—260. Auch holländisch in Versl. en Med. Kon. Ak. v. Wet. te Amsterd. 2e Reeks, Dl. III, 1869, S. 136—140.

1868, 1871, 1881 und 1898.

42. Eerste beginselen der Plantenkunde. Met 418 Figuren in den tekst. Amsterd., Rotterd., Utr., 1868, VIII und 191 S.; 2. Aufl. 1871; 3. Aufl. Z-Bommel 1881, 275 S.; 4. Aufl. Nijmegen 1898; 1e Dl. Morphologie. 220 S., 444 Textfig., 2e Dl. Anatomie, Physiologie, VII und 179 S. 164 Textfig.

1871.

43. Observations sur la structure microscopique des écorces de Quinquina. Arch. Néerl. T. VI, S. 401—419, mit 1 lith. Taf. Auch holländisch in Versl. en Med. Kon. Ak. v. Wet. te Amsterd. 2e Reeks, Dl. V, 1871. S. 345.

1871—1904.

44. Mykologische Beiträge. Eine Serie von 20 Abhandlungen, publiziert im Ned. Kruidk. Archief. I. Bijdrage over eenige zeldzame of twijfelachtige Phanerogamen en van nieuw ontdekte Champignons voor de flora van Nederland. 2. Ser. Dl. I. 1874, S. 164—184, mit 4 lith. Taf II bis X unter dem Titel: Aanwinsten voor de flora mycologica

van Nederland; II, 2e Ser., Dl. I, 1874, S. 252—267, mit 6 lith. Taf.; III, ibid., S. 312—318, mit 1 lith. Taf.; IV, 2e Ser., Dl. II, 1877, S. 34—42; V, ibid., S. 97—106, mit 2 lith. Taf.; VI, ibid., S. 176—188; VII, 2e Ser., Dl. III, 1882, S. 142—161; VIII, ibid., S. 236—257; IX und X, 2e Ser., Dl. IV, 1886, S. 203—278, mit 2 lith. Taf.

XI bis XX unter dem Titel: Contributions à la flore mycologique des Pays-Bas; XI, 2e Ser., Dl. IV, 1886, S. 502—562, mit 1 lith. Taf.; XII, 2e Ser., Dl. 5, 1891, S. 142—176, mit 1 farbig. lith. Taf.; XIII, ibid., S. 454—519, mit 2 lith. Taf; XIV, 2e Ser., Dl. VI, 1895, S. 1—65, mit 1 farbig. lith. Taf.; XV, ibid., S. 279—298; XVI, 3e Ser., Dl. I, 1899, S. 430—636, mit 3 lith. Taf., von denen 2 farbig; XVII, 3e Ser., Dl. II, 1903. S. 170—353, mit 2 lith. Taf.; XVIII, ibid., S. 633—781, mit 3 farbig. lith. Taf.; XIX, ibid., S. 851—928, mit 4 farbig. lith. Taf.; XX, ibid., Supplem., S. 1077—1138, mit 3 farbig. lith. Taf.

1872.

45. Sur une espèce spéciale de tubes existant dans le tronc du sureau (*Sambucus nigra* L.) et pris jusqu'ici pour un champignon (*Rhizomorpha parallela* Roberge). Arch. Néerl. T. VII, S. 209—229, mit 1 lith. Taf. Auch holländisch in Versl. en Med. Kon. Ak. v. Wet. te Amsterd. 2e Reeks, Dl. VI, S. 209.

1873.

46. Sur un fruit qui intérieurement était à moitié citron et à moitié orange. Arch. Néerl. T. VIII, S. 433—436, mit 1 farbig. lith. Taf. Auch holländisch im Ned. Kruidk. Archief, 2e Ser. Dl I, 1874, S. 268.

1874.

47. Notiz über *Puccinia Malvacearum*. Bot. Ztg. 32 Jahrg., S. 742—743.
48. Beredeneerde Catalogus van de eerste twaalf afleveringen van het „Herbarium van Nederlandsche planten“, verzameld en uitgegeven door C. A. J. A. OUDEMANS. Ned. Kruidk. Archief, 2e Ser. Dl. I, S. 50—97. Man vgl. Nr. 38.

1875.

49. Drei unrichtig bestimmte Pilze (*Ascospora Scolopendrii* Fuckel, *Ascospora pulverulenta* Riess, *Phyllosticta Dianthi* West). Bot. Ztg. 33. Jahrg. Sp. 585—592.

1875—1879.

50. Fungi Neerlandici exsiccati. Amsterd. Cent. I, 1875; Cent. II, 1877; Cent. III, 1879.

1876.

51. Contributions Mycologiques. I. Sur la nature et la valeur du genre *Ascospora*, de la famille des *Pyrénomycètes*. Arch. Néerl T. XI, S. 341—393. Auch holländisch in Versl. en Med. Kon. Ak v. Wet. te Amsterd. 2e Reeks, Dl. X, S. 76—128.

1877.

52. Polygamische bloemen bij *Thymus Serpyllum*. Ned. Kruidk. Archief, 2e Ser., Dl. II, 1877, S. 174—175.
53. Notiz über *Boletus Oudemansii* Hartsen, *Boletus fusipes* Heufler und *Boletus placidus* Bonorden. Bot. Ztg., 35. Jhrg., Sp. 642—644.

1877—1882.

54. De ontwikkeling onzer kennis aangaande de Flora van Nederland, uit de bronnen geschetst en kritisch toegelicht. Ned. Kruidk. Archief, I.

2e Ser. Dl. II, 1877, S. 214—277; II, ibid., S. 279—391; III. Dl. III. 1882, S. 1—75; IV, ibid., S. 325—398.

1878.

55. *Phlyctis epiphylla* auf Kaffeeblättern in Java. Ned. Kruidk. Archief. 2e Ser. Dl. III, S. 103.

56. Over het *Crithmum maritimum* der Nederlandsche Schrijvers. Versl. en Med. d. Kon. Ak. v. Wet. te Amsterd. 2e Reeks, Dl. XII, S. 184—191.

57. Rede ter herdenking van den sterfdag van Carolus Linnaeus, eene eeuw na diens verscheiden in Felix Meritis, op den 10e Januari 1878 uitgesproken. Nicht im Buchhandel. Amsterdam.

58. Notiz über *Sphaeria Brassicae* Kl. Bot. Ztg. 36. Jhrg. Sp. 365—366.

59. *Thecaphora Ammophilae* n. sp. Ibid., Sp. 439—441.

60. Rede ter opening van den Nieuwen Leer-Cursus bij de Universiteit te Amsterdam, op 17 September 1878, uitgesproken door den aftredenden Rector Magnificus, Dr. C. A. J. A. OUDEMANS. Amsterd. 40 S.

61. Een paar opmerkingen naar aanleiding van de referaten over het nieuwste werk van C. VON NÄGELI. (Die niederen Pilze.) Maandbl. v. Natuurwet. Jrg. 8, no. 7, S. 101—104.

1879 und 1880.

62. Révision des Champignons trouvés jusqu'à ce jour dans les Pays-Bas. Arch. Néerl. T. XIV, 1879, S. 209—319 und T. XV, 1880, S. 359—406.

1880.

63. Naschrift tot eene verhandeling van den Heer A. W. M. VAN HASSELT over het Curare. Versl. en Med. d. Kon. Ak. v. Wet. 2e Reeks, Dl. XV, S. 11.

1881.

64. *Agaricus (Pleurotus) Staringii* n. sp. Hedwigia. XX, S. 183.

1882.

65. *Sordariae* novae. Auctore C. A. J. A. OUDEMANS. Hedwigia, XXI, S. 123—124.

66. Notiz über einige neue Fungi Coprophili. Ibid. S. 161—166.

67. Bijdrage tot de flora algologica van Nederland. Ned. Kruidk. Archief, 2e Ser. Dl. III, S. 258.

68. Over den invloed der temperatuur op de ontkieming van zaden door Dr. C. A. J. A. OUDEMANS en Dr. HUGO DE VRIES. Ned. Kruidk. Archief, 2e Ser., Dl. III, S. 309—324.

1883.

69. Zwei neue Pilze. Hedwigia XXII, no. 4, S. 61—62.

70. Identität von *Oidium monosporium* West, *Peronospora obliqua* Cooke und *Ramularia obovata* Fuckel. Ibid., no. 6, S. 81—86.

71. Notiz. Ibid. (*Ustilago destruens*), 1 S.

72. Notiz. Ibid., no. 8 (*Lamproderma columbina*), $^1/_2$ S.

73. Zwei neue schädliche Pilze: *Coryneum Beijerinckii* n. sp. und *Discella Ulmi* n. sp. Ibid. S. 113—117.

74. *Coryneum gummiparum* Oud. (Der Pilz des Arabischen und Senegal-Gummi.) Ibid. no. 9, S. 131—132.

75. *Pleospora gummipara* Oud. Ibid. no. 11, S. 161—162.

76. Bijdrage tot de Flora mycologica van Nederland. IX. Versl. en Med. d. Kon Ak. v. Wet. te Amsterd. 2e Reeks, Dl XVIII, S. 360—390. Unverändert aufgenommen in Nr. 44, Mykologische Beiträge IX und X.

77. Leerboek der Plantenkunde, ten gebruike bij het Hooger Onderwijs door C. A. J. C. OUDEMANS en HUGO DE VRIES, 2e deel. Vormleer en rangschikking der planten. Zaltbommel, 406 S., 720 Textfig. Zweite Auflage, Nijmegen, 1e Ged., 1895, 303 und XXXI S., 385 Textfig.; 2e Ged. 1896, 864 S., 461 Textfig.

1884.

78. Revisio *Perisporiacearum* in regno Batavorum hucusque detectorum. Versl. en Med. d. Kon Ak. v. Wet. te Amsterd. 2e Reeks, Dl. XIX. S. 349—363.

79. Revisio *Pyrenomycetum* in regno Batavorum hucusque detectorum. Ibid. Dl. XX, S. 1—62.

80. Revisio *Pyrenomycetum* in regno batavorum hucusque detectorum. Amsterdam. Pas dans le commerce, 184 S. und 14 Taf. Zum Teil dasselbe wie Nr. 79.

1885.

81. Bijdrage tot den anatomischen bouw van Kaneel. Weekbl. v. Pharmac. 3e Jrg., Nr. 13, 4 S.

82. Eine neue *Puccinia* (*P. Veronicae Anagallidis* n. sp.). Hedwigia, XXIV, S. 171.

1886.

83. Eene brandzwam in de knollen van *Bulbocodium vernum*. Het Ned. Tuin, bouwblad, II, no. 15. Zat. 10. Apr. $^1/_2$ Sp.

84. Contributions à la Flore mycologique de Nowaja Semlja. Versl. en Med. d. Kon. Ak. v. Wet. te Amsterd. 3e Reeks, Dl. II, S. 146—162, mit 3 lith. Taf.

85. *Sporendonema terrestre* Oud., exemple de formation endogène des spores chez les *Hyphomycètes*. Arch. Néerl. T. XX, S. 419—427, mit 1 lith. Taf. Auch holländisch in Versl. en Med. d. Kon. Ak. v. Wet. te Amsterd., 3e Reeks, Dl. II, S. 115 und englisch in Ann. a. Mag. o. Nat. Hist., 5. Ser., XIX. 1887, S. 426, fig.

86. *Saccharomyces capillitii* OUDEMANS et PEKELHARING, blastomycète du cuir chevelu par C. A. J. A. OUDEMANS et C. A. PEKELHARING. Arch. Néerl. T. XX, S. 404—419. Auch holländisch in Ned. Tijdschr. v. Geneesk., 2e Reeks, 21. Jrg.. 1885, 11 S.

1887.

87. *Roesleria hypogaea*. Ned. Kruidk. Archief. 2e Ser. V, S. 65—66.

1888..

88. Bibliographie der Flora van Nederland, bewerkt door C. A. J. A. OUDEMANS en J. G. BOERLAGE. Alg. Aardrijksk. Bibliographie van Nederland, uitgeg. door de Afd. „Nederland“ v. h. Ned. Aardrijksk Genootsch. Dl. II, Natuurk. gesteldheid.

1889.

89. *Trichophila* n. gen. (*T. Myrmecophagae*). Hedwigia, XXXIII, Heft 6, S. 361.

1890.

90. Eine Rectification (*Aecidium Senecionis*). Hedwigia, XXIX, S. 44.

91. Observations sur quelques *Sphéropsidées* qui croissent sur les feuilles des espèces européennes de *Dianthus*. Versl en Med. d. Kon. Ak v. Wet. te Amsterd. 3e Reeks, Dl. VII, S. 97—108, mit 1 lith. Taf.

92. Micromycètes nouveaux. Ibid. S. 312—327, mit 2 lith. Taf.

1891.

93. Eine Rectification (*Caeoma nitens* soll künftig *Caeoma interstitiale* heißen). Hedwigia, XXX, Heft 3, S. 178.

94. *Phacidium pusillum* Libert. Ibid. Heft 5, S. 248, 2 S.

1892.

95. *Marasmius archyropus* (Persoon) Fries. Ibid. XXXI, Heft 3, S. 133.

96. *Marasmius cauticinalis*. Ibid. Heft 4, S. 183, $1^{1}/_{2}$ S.

1892—1897.

97. Révision des champignons tant supérieurs qu'inférieurs trouvés jusqu' à ce jour dans les Pays-Bas. Verhandel. der Kon. Ak. v. Wet. te Amsterd. 2e Sectie, Dl. II. Tome I, *Hyménomycètes, Gastéromycètes. Hypodermées*, 1892, 638 S. Tome II, *Phycomycètes, Pyrénomycètes*, 1897. 491, 6 und XXI S., mit 14 Taf.

1894.

98. Fungorum species aliquot novae in Nederlandia detectae. Hedwigia XXXIII, S. 17—21.

1895.

99. Over twee nog onbekende fungi *Septoria Dictyotae* en *Ustilago Vuyckii.* Versl. v. d. Zitt. d. Kon. Ak. v. Wet. te Amsterd. III, S. 54—57.

1897.

100. Notice sur quelques champignons nouveaux. Versl. v. d. gew. Vergad. d. Kon. Ak. v. Wet. te Amsterd. Dl. V, S. 224—233, mit 4 Textfig.

101. Sur une maladie du Perce-neige (*Galanthus nivalis*). Ibid. S. 455—462, mit 3 Textfig.

102. Sur une maladie des *Pivoines* (*Paeonia*). Ibid. S. 462—464, mit 2 Textfig.

1898.

103. Observations mycologiques. Ibid. Dl. VI, S. 86—92, mit 1 Textfig.

104. Beiträge zur Pilzflora der Niederlande. Hedwigia, XXXVII. I, S. 175—188 und II, S. 313—320.

1899.

105. Verklaring van de beteekenis der Geslachtsnamen van de Phanerogamen en Vaatcryptogamen, behoorende tot de Flora van Nederland. Bibliotheek voor Natuurl. Historie, II, Amsterd. III und 95 S.

1901.

106. Contributions to the knowledge of some undescribed or imperfectly known Fungi. Proceed. Kon. Ak. v. Wet. te Amsterd. III. 1st Part, S. 140—156, mit 3 lith. Taf., gezeichnet von C. J. KONING und C. J. J. VAN HALL; 2nd Part, S. 230—244; 3rd Part, S. 332—347, mit 1 Textfig.; 4th Part and end, S. 386—403, mit 12 Textfig. und 1 lith. Taf. Auch holländisch in Versl. v. d. gew. Verg. d. Kon. Ak. v. Wet. te Amsterd. Dl. IX, S. 140, 290, 347 und 380.

1902.

107. Prodrome d'une flore mycologique obtenue par la culture sur gélatine préparée de la terre humeuse du Spanderswoud, près de Bussum, par C. A. J. A. OUDEMANS et C. J. KONING. Arch. Néerl. Ser. II. T. VII. S. 266—298, mit 30 teilw. farb., von C. J. KONING gezeichn. Taf.

108. Beiträge zur Pilzflora der Niederlande. Beibl. z. Bot. Centralbl XI. S. 523—541.

109. Rectifications systématiques, redigées en ordre alphabétique. Revue Mycologique, 24. Juill. 1902, S. 98—115.

1903.

110. C. A. J. A. OUDEMANS and C. J. KONING. On a *Sclerotinia* hitherto unknown and injurious to the cultivation of tobacco (*Sclerotinia Nicotianae* Oud. et Koning). Proceed. kon. Ak. v. Wet. te Amsterd. VI¹, S. 48—58, mit 1 farbig. lith. Taf. Dazu ein Postscript. Ibid. S. 85—86, mit 1 lith. Taf. Beide Tafeln gezeichn. v. KONING. Auch holländisch in Versl. v. d. gew. Verg. d. Kon. Ak. v. Wet. te Amsterd. Dl. XII, 1e ged. S. 48 u. 110.

1904.

111. Catalogue raisonné des Champignons des Pays-Bas. Verh. d. Kon. Ak. v. Wet. te Amsterd. 2e Sectie, Dl. XI, 559 S.

112. *Puccinia Veratri*. Annal. Mycol. II, S. 358.

113. *Exosporina Laricis* Oud. A new microscopic fungus occurring on the Larch and very injurious to this tree. Proceed. Kon. Ak. v. Wet. te Amsterd, VI² S. 498—501, mit farbig. lith. Taf., gezeichnet von C. J. KONING. Auch holländisch in Versl. v. d. gew. Vergad. d. Kon. Ak. v. Wet. te Amsterd., Dl. XII, 2e Ged. S. 745.

114. *Leptostroma austriacum* Oud., a hitherto unknown *Leptostromacea* living on the needles of *Pinus austriaca*; and on *Hymenopsis Typhae* (Fuck.) Sacc., a hitherto insufficienty described *Tuberculariacea*, occurring on the withered leafsheaths of *Typha latifolia*. Proceed. Kon. Ak. v. Wet. te Amsterd. VII¹, S. 206—210, mit 1 lith. Doppeltaf., gezeichn. v. C. J. KONING. Auch holländisch in Versl. v. d gew. Verg. d. Kon. Ak v. Wet. te Amsterd., Dl. XIII, 1e Ged., S. 294.

115. On *Sclerotiopsis pityophila* (Corda) Oud., a *Sphaeropsidea* occurring on the needles of *Pinus silvestris*. Proceed. Kon. Ak. v. Wet. te Amsterd, VII¹, S. 211—213, mit 1 lith. Taf., gezeichn. von C. J. KONING. Auch holländisch in Versl. v. d. gew. Verg. d. Kon. Ak. v. Wet. te Amsterd. Dl. XIII, 1e Ged, S. 298.

Ernst Pfitzer.

Von

M. MÖBIUS.

(Mit Bildnis)

Am 26. März 1906 fuhr ich nach Heidelberg, um meinem ehemaligen Lehrer zu seinem 60. Geburtstag zu gratulieren, und traf ihn in bestem Wohlsein im Kreise seiner Familie und seiner Freunde. Am 6. Dezember desselben Jahres fuhr ich wiederum nach Heidelberg, um an seinem Begräbnis teilzunehmen, da ihn drei Tage vorher ein Schlaganfall dahingerafft hatte in gänzlich unerwarteter Weise selbst für die, welche noch wenige Stunden vorher mit ihm verkehrt hatten. PFITZERs Tod war, ganz abgesehen von dem Schmerz seiner nächsten Angehörigen und persönlichen Freunde, ein großer Verlust für die botanische Wissenschaft, in der er als der gründlichste *Orchideen*kenner galt, für die Universität Heidelberg, an der er seit 34 Jahren wirkte, und nicht zum wenigsten für unsere deutsche botanische Gesellschaft, die er mit begründen geholfen hat, und zu deren Ausschuß er seit der Gründung gehörte.

Vor 28 Jahren kam ich als Student zu PFITZER, habe dann meine Doktordissertation und Habilitationsschrift in seinem Institut ausgearbeitet, bin jahrelang sein Assistent gewesen und, wie aus den ersten Zeilen dieses Aufsatzes hervorgeht, bis zuletzt mit ihm in persönlichem Verkehr geblieben: deshalb hat man mich mit der Abfassung seines Nekrologes betraut, die sehr erleichtert wird durch die Gedächtnisrede, die sein späterer Assistent, Dr. G. TISCHLER, am 21. Dezember 1906 im botanischen Institut zu Heidelberg auf den Verstorbenen gehalten und in den Verhandlungen des naturhistorisch-medizinischen Vereins zu Heidelberg (N. F. VIII. Bd., 3. Heft, S. 397—425) veröffentlicht hat. Dieser Schrift entnehme ich das Literaturverzeichnis und die folgenden Daten aus PFITZERs äußerem Leben[1]).

ERNST HUGO HEINRICH PFITZER wurde am 26. März 1846 zu Königsberg in Preußen geboren, wo sein Vater, den er schon im 12. Lebensjahr verlor, ein angesehener Buchhändler war. Nachdem er das Gymnasium seiner Vaterstadt absolviert hatte (1863), widmete er sich dem Studium der Naturwissenschaften, für die er sich bereits während der Schulzeit entschieden hatte. Zunächst besuchte er die „Albertina“, wo er außer Chemie besonders Botanik unter CASPARYs und SANIOs Leitung betrieb; da er durch diese Lehrer eine tüchtige mikroskopische Ausbildung erhielt, wandte er sich besonders der anatomischen Botanik zu und begann eine Arbeit über die Schutzscheide der *Equisetaceen*. Er unterbrach sie aber, um zwei Semester (W.-S. 1865—66 und S.-S. 1866) in Berlin zu studieren, wo er die Botaniker ALEXANDER BRAUN und EHRENBERG hörte und durch beide jedenfalls in seinem bereits durch Prof. SCHUMANN geweckten Interesse für die *Bacillariaceen* bestärkt wurde. Dann ging er noch auf ein Semester nach Königsberg zurück, beendete seine oben erwähnte Arbeit und wurde am 9. April 1867 zum Dr. phil. promoviert. Gleich darauf legte er auch das Examen pro facultate docendi (Oberlehrerexamen) ab, daß er mit dem ersten Grad bestand. Um sich weiter in der Botanik auszubilden, begab er sich darauf nach Heidelberg, wohin ihn gleich zahlreichen anderen jungen Fachbotanikern der Ruf WILHELM HOFMEISTERs lockte. Mit diesem trat er auch bald in ein näheres persönliches Verhältnis, das jedenfalls viel zu seiner späteren Berufung als HOFMEISTERs Nachfolger beigetragen hat. Nach einer Tätigkeit von 3 Semestern in Heidelberg übernahm PFITZER die Assistentenstelle am botanischen Institut zu Bonn bei HANSTEIN und habilitierte sich gleichzeitig, erst 22 Jahre alt. Auch zwischen HANSTEIN und PFITZER bildete sich ein engeres Verhältnis aus, und des ersteren Erfahrung in anatomischen Untersuchungen führte ihn auf der bereits eingeschlagenen Bahn weiter. Er wandte seine Studien einerseits dem Hautgewebe der Pflanzen zu, worüber mehrere Abhandlungen von 1869 an erschienen, andererseits den *Bacillariaceen.* Seine Arbeit auf letzterem Gebiet, die ausführlich 1871 erschien, gehört zu den wichtigsten, die überhaupt über diese interessanten Algen existieren, und mußte die Aufmerksamkeit der Botaniker auf ihren Verfasser lenken. Ihr hat er es denn auch zu verdanken, daß er im nächsten Jahre (1872) erst 26 Jahre alt, als ordentlicher Professor nach Heidelberg berufen wurde, da der dortige Lehrstuhl durch HOFMEISTERs Berufung nach Tübingen frei geworden war. Hier in Heidelberg wirkte er nun bis an sein zu frühes Lebensende.

---

[1]) Für einige Angaben bin ich auch der Frau Geheimrat PFITZER Wwe. in Heidelberg zu Danke verbunden.

Zunächst galt es, für Institut und Garten zu sorgen, die sich beide in einem sehr verbesserungsbedürftigen Zustand befanden. Der alte Garten lag neben dem heutigen Institut und wurde nun, allerdings in größerer Entfernung von diesem und vor der Stadt, aber in großem Maßstab und mit systematischer Anordnung der Pflanzen angelegt und 1875 eröffnet. Diesem Garten hat PFITZER jederzeit einen großen Teil seiner Zeit gewidmet und ein reges Interesse zugewendet, in ihm hat er allmählich eine *Orchideensammlung* angelegt, die zu den größten und besten gehörte und 1906 etwa 800 Arten in 1200 Exemplaren umfaßte. Außer dem botanischen Garten waren auch die gärtnerischen Anlagen auf dem Heidelberger Schloß PFITZERs Oberaufsicht anvertraut, und für sie hat er ebenfalls mit Eifer und Verständnis gesorgt. Das Institutsgebäude wurde vergrößert, und in ihm erhielt er eine Privatwohnung, die er bis zuletzt mit seiner Familie innehatte. Im Jahre 1874 nämlich vermählte er sich mit Fräulein EMILIE TITTMANN, und aus dieser Ehe gingen vier Töchter hervor.

Was ferner PFITZERs akademische Tätigkeit betrifft, so sind in erster Linie seine Vorlesungen zu rühmen: sein Vortrag war so klar und anschaulich, wie man es selten findet. Dazu besaß er das Talent, mit klaren und sicheren Strichen das Besprochene an der Tafel zu erläutern, so daß man wirklich nicht viel Anschauungsmaterial bedurfte. Als ich ihn zuerst hörte, las er im Sommer allgemeine, im Winter spezielle Botanik: im letzteren Kolleg ersetzte er, was die freie Natur zu dieser Jahreszeit nicht bieten konnte, durch Material aus dem Garten und Abbildungen. Später las er freilich die Vorlesungen mit Beziehung auf Sommer und Winter umgekehrt. Mit großem Vergnügen erinnere ich mich noch eines Kollegs, das er nur einmal gelesen hat (S.-S. 1890): vergleichende Darstellung der Vegetation der Erde. Obgleich fast alles Demonstrationsmaterial fehlte, nur einige Kartenskizzen an der Tafel entworfen und einige Male die pflanzengeographischen Gruppen im botanischen Garten besucht wurden, so verstand er doch so zu sprechen, daß die behandelten Gebiete wirklich anschaulich wurden. Als Spezialkolleg las er außerdem Pharmakognosie, bis er diese Vorlesung den jüngeren Dozenten überließ. Hierbei muß ich immer mit Dankbarkeit der großen Freundlichkeit PFITZERs gedenken, die er mir im Sommer 1893 erwies, als ich gerade die Vorlesung über Pharmakognosie zu halten hatte: ich hatte damals die Stellung in Frankfurt angenommen und sollte sie mitten im Semester antreten; PFITZER ließ sich nicht nur den Wechsel in den Assistenten gefallen, sondern übernahm es ohne weiteres, jene Vorlesung für mich fortzusetzen.

Die praktischen Übungen für Anfänger und Vorgeschrittenere bei ihm waren eine vorzügliche Schule, weil er nicht nur ein so tüchtiger Anatom und Mikroskopiker war, sondern auch die pädagogische Seite berücksichtige. Jeder durfte für sich vorwärts gehen und mußte so die Reihe der vorgeschriebenen Präparate durchnehmen, ob er langsam oder rasch arbeitete, viel oder wenig kam. Die Reihenfolge und Auswahl der Präparate war bei PFITZER im wesentlichen dieselbe wie man sie in dem kleinen, 1903 von mir herausgegebenen Leitfaden für das botanisch-mikroskopische Praktikum findet, nur die Abschnitte über die Blüten und Kryptogamen habe ich ohne eine solche Anlehnung hinzugefügt. Außer den Kursteilnehmern arbeiteten in PFITZERs Institut auch solche, die mit Doktorarbeiten oder anderen, größeren botanischen Arbeiten beschäftigt waren, besonders nachdem in Heidelberg die Vergünstigung aufgehoben war, daß man ohne Dissertation das Doktorexamen machen konnte. Für alle diese Praktikanten war PFITZER jederzeit mit Rat und Hilfe bereit. In näheren persönlichen Verkehr mit seinen Schülern führten ihn auch die Exkursionen, die er im Sommer alle 14 Tage Samstags nachmittags veranstaltete. Sonst hat er der Floristik kein besonderes Interesse zugewendet, scheint auch auf seinen Reisen wenig botanisiert zu haben, wie hier gleich bemerkt sein mag.

Seine Arbeiten, auf die wir nun noch etwas näher eingehen wollen, lagen eben auf anderen Gebieten. Sie lassen sich der Hauptsache nach in drei Gruppen bringen: die Untersuchungen über die *Bacillariaceen*, anatomische Beobachtungen an höheren Pflanzen und schließlich sein Hauptwerk, die gründliche Erforschung der Lebens- und Verwandtschaftsverhältnisse der *Orchideen*. Verschiedene andere Arbeiten, die nicht in eins dieser drei Gebiete fallen, wurden durch gelegentliche Beobachtungen oder seine amtliche Stellung und Vereinstätigkeit hervorgerufen.

Daß PFITZERs Arbeit über die *Diatomeen* oder, wie er konsequent sagte, *Bacillariaceen* (Lit. 14) epochemachend war, haben wir schon angedeutet. Die Zweiteiligkeit der Schale war zwar schon von WALLICH erkannt worden, daß diese Eigenschaft aber den Grundcharakter der Familie bildet, und wie dieser Umstand und vor allem die Starrheit der Membran auf die Größenabnahme bei der Teilung wirkt, wie dadurch die Bildung von Auxosporen zu einer Notwendigkeit wird, das hat PFITZER hier zum erstenmal in klarer Weise dargelegt. Er hat auch zuerst den Zellinhalt genauer erforscht und die Wichtigkeit der Aufgabe betont, den lebendigen Leib der Zelle, nicht nur ihre tote und leere Hülle kennen zu lernen und die Verhältnisse des ersteren, als des wichtigeren, bei der systematischen Einteilung zu verwerten. So ist denn auch in der neuen Bearbeitung der *Bacillariaceen* durch SCHÜTT in ENGLER-PRANTLs natürlichen Pflanzenfamilien PFITZERs 1872 aufgestelltes System zugrunde gelegt worden, und der genannte Bearbeiter sagt dort selbst: „Um eine natürliche Gliederung zu geben, muß auf der von PFITZER gegebenen Grundlage weitergebaut werden, indem nicht nur äußere Form und Schalenzeichnung, sondern auch die innere Morphologie und die Entwicklungsgeschichte berücksichtigt werden.“ Weitere Untersuchungen über *Bacillariaceen* hat PFITZER nach dieser Arbeit nicht veröffentlicht, aber er hat die genannte Algenfamilie für SCHENKs Handbuch der Botanik bearbeitet (Lit. 34) und bis zu seinem Tode die Literatur darüber in JUSTs botanischem Jahresbericht referiert. Was für ein guter Kenner der Formen dieser Gruppe er war, habe ich oft bei meinen algologischen Arbeiten erfahren und mit Dankbarkeit benutzt. An diese Untersuchungen schließt sich noch an die Entdeckung von zwei parasitischen Pilzen auf *Diatomeen* (Lit. 9 u. 10), zweier *Chytridiaceen*, die er *Cymbanche Fockei* und *Podochytrium clavatum* genannt hat, die aber jetzt andere Namen tragen; ferner die Entdeckung des merkwürdigen Pilzes *Ancylistes Closterii* in der *Desmidiacee Closterium*, der als Typus einer neuen Gruppe angesehen werden muß.

Die anatomischen Untersuchungen, abgesehen von denen über *Orchideen*, betreffen zumeist das Hautgewebe der Pflanzen; denn die Schutzscheide kann ja auch als eine Art innerer Haut angesehen werden. Die Arbeit über die Schutzscheide der deutschen *Equisetaceen* (Lit. 1 u. 2) haben wir schon erwähnt; sie zeichnet sich durch die Gründlichkeit der Untersuchung aus, und dadurch gelang es ihm auch, noch eine Art in der Ausbildung der Schutzscheiden zu finden, die sein Vorgänger DUVAL-JOUVE übersehen hatte, nämlich das Vorkommen einer inneren neben einer äußeren Scheide, wie bei *Equisetum hiemale*. Ferner ist hinzuzufügen, daß die Verschiedenheit in der Ausbildung der Schutzscheide als systematisches Kennzeichen sowohl schon von PFITZER bezeichnet worden ist, als auch heute noch benutzt wird: also schon in dieser seiner ersten Arbeit ist PFITZER für die Verwertung der anatomischen Eigenschaften in der Systematik eingetreten. Er hat neben RADLKOFER eigentlich diese jetzt allgemein anerkannte Anschauung zuerst zur Geltung zu bringen geholfen.

Unter dem gemeinsamen Titel „Beiträge zur Kenntnis der Hautgewebe der Pflanzen“ hat dann PFITZER 3 Abhandlungen (Lit. 12 u. 13) veröffentlicht, deren jede von gewisser Bedeutung für die Pflanzenanatomie überhaupt war.. Die erste lehrte die Entwicklung der Spaltöffnungen bei den Gräsern kennen, wo bekanntlich diese Organe eine sehr eigentümliche Struktur haben. Die zweite befaßt sich mit der Oberhaut der *Restionaceen* und behandelt somit nicht nur die Anatomie einer in dieser Hinsicht bisher noch ganz unbekannten Familie, sondern sie bringt auch einen Beitrag zur physiologischen Pflanzenanatomie, indem sie zeigt, wie bei so ausgesprochen xerophilen Pflanzen die Epidermis als Schutz gegen Transpiration dient, und wie die Spaltöffnungen durch den Xerophytismus modifiziert werden. Die dritte Arbeit handelt über das Wassergewebe und zeigt, daß es in dem einem Falle durch Teilungen der Epidermis, in dem anderen aus dem Grundgewebe entstehen kann, daß also morphologisch verschiedene Gewebe dieselbe biologische Funktion übernehmen und somit dasselbe Aussehen erhalten können. Hieran schließt sich der später veröffentlichte Aufsatz über die Einlagerung von Kalkoxalat in die Zellmembran (Lit. 16 u. 17), in dem die angedeuteten Verhältnisse bei *Dracaena* und *Citrus* beschrieben werden, und aus ihnen der Schluß gezogen wird, daß die Membranverdickung auch durch Apposition geschehen kann, im Gegensatz zu der damals noch herrschenden Lehre NÄGELIs, daß die Wandverdickung überhaupt nur durch Intussuszeption erfolge. Hier können wir schließlich noch erwähnen die Untersuchung über Früchte, Keimung und Jugendzustände einiger Palmen (Lit. 38), zu der er durch eine Sendung von Palmenfrüchten aus Java durch TREUB veranlaßt worden war. Besonders interessant sind dabei gewisse Einrichtungen, die es dem Embryo ermöglichen, sein Würzelchen durch die dicke Schale der Frucht oder des Samens herauszutreiben: auch hier handelt es sich also gewissermaßen um das Hautgewebe.

Noch aus der Bonner Zeit stammt die Untersuchung über die Entwicklung des *Coniferen*-Embryos (Lit. 15) mit dem Resultat, daß bei einigen *Coniferen* (*Thuja*, *Taxus*) der Embryo noch eine Scheitelzelle besitzt, während dieses mehr den Kryptogamen eigenartige Scheitelwachstum in der Endknospe des Stammes und der Seitenzweige aufgegeben ist.

Auf rein physiologischem Gebiet hat PFITZER sich auch an der Lösung derjenigen Frage versucht, die selbst heute noch nicht als gelöst bezeichnet werden kann, nämlich an der nach dem Aufsteigen des Wassers in der Pflanze und zwar sucht er die Schnelligkeit der Wasserbewegung zu bestimmen (Lit. 21, 22, 23). Er ermittelt sie einmal aus der Zeit, die eine welkende Topfpflanze gebraucht, um ihre Blätter nach der Begießung wieder aufzurichten, sodann durch Lithionlösung in der bekannten Weise; es ist auch bekannt, welche Einwände gegen PFITZERs Lithionmethode erhoben werden können.

Fast alles andere, was PFITZER sonst noch an anatomischen und physiologischen Untersuchungen veröffentlicht hat, kann, wie schon erwähnt, als Teil seiner *Orchideen*studien aufgefaßt werden und soll hier nicht im einzelnen erwähnt sein, da wir auf das Literaturverzeichnis verweisen können. Die Veranlassung, sich näher mit den *Orchideen* zu beschäftigen, fand er wohl, als ihm in Heidelberg die Gewächshäuser des botanischen Gartens zur Verfügung standen; aus kleineren Beobachtungen, von denen zuerst (1877, Lit. 24, 1) die über „das Öffnen und sonstige Bewegungserscheinungen einiger *Orchideen*-Blüten“ publiziert wurde, entstand allmählich ein eingehenderes Studium und dieses brachte nach

5 Jahren die große, in Folioformat herausgegebene Arbeit unter dem Titel: „Grundzüge einer vergleichenden Morphologie der *Orchideen*“ (Lit. 32) zutage. „Vor allem“ — sagt der Verfasser in der Einleitung — „erwies es sich als nötig, den allgemeinen Aufbau dieser Pflanzen zu bearbeiten; später sollte dann die Biologie und die vergleichende Anatomie folgen.“ Das ist aber nicht in dieser angedeuteten Weise geschehen, und wir dürfen vermuten, daß der Absatz jenes ersten Bandes ihn nicht dazu ermutigte: das Buch war für Privatleute zu kostbar und offenbar selbst für die meisten Bibliotheken, da es nicht einmal im Jahresbericht referiert worden ist. Es bringt die Grundeinteilung der *Orchideen* in monopodiale und sympodiale und die Einteilung der letzteren in pleuranthe und akranthe und es schildert die morphologischen Verhältnisse mit der dem Verfasser eigenen klaren und einfachen Ausdrucksweise. Der Schlußabschnitt nimmt auch auf die biologischen Verhältnisse Rücksicht. Ein großes Material lag dieser Arbeit zugrunde, das er natürlich nicht nur dem Heidelberger Garten entnommen, sondern auch in den belgischen, holländischen und englischen Gärten aus eigener Anschauung kennen gelernt hatte. Besonders oft besuchte er, auch in späterer Zeit, den Garten von Kew, um dessen reiche *Orchideen*schätze an lebendem und Herbarmaterial zu studieren. Nach der Erforschung des allgemeinen Aufbaues seiner Lieblingspflanzen ging PFITZER nun an das eingehende Studium der Blüten und veröffentlichte als erste größere Abhandlung darüber 1886 die „morphologischen Studien über die *Orchideen*-Blüte“ (Lit. 40). Schon 1885 aber hatte er die Bearbeitung der *Orchideen*-Familie für ENGLER-PRANTLs natürliche Pflanzenfamilien übernommen, und bei diesem mühevollen Werk durfte ich ihm insofern behilflich sein, als ich die Zeichnungen dazu nach seinen Angaben und unter seiner beständigen Kontrolle lieferte. Auch veranlaßte er mich, die Blattanatomie der *Orchideen* zu bearbeiten, wobei es besonders darauf ankam, zu sehen, wieweit die hierbei gewonnenen Merkmale mit dem von PFITZER aufgestellten System in Einklang ständen. Dieses aber gründete sich nicht wie die bisher üblichen Systeme einseitig auf Einzelheiten des Blütenbaues, sondern mehr auf die morphologischen Verhältnisse des allgemeinen Aufbaues, wie wir schon oben gesehen haben. Von anderen seiner Schüler ließ er dann noch unter demselben Gesichtspunkt die Anatomie des Stammes und der Wurzel der *Orchideen* bearbeiten, wie er überhaupt gern anatomisch-systematische Themata zu Dissertationen gab. Mit Hinsicht auf die systematische Bearbeitung der *Orchideen* sagte er damals: „Wenn ich

erst ganz alt bin, so nehme ich auch die einzelnen Spezies vor und arbeite ihre Diagnosen aus.“ Allein das Erscheinen des von ENGLER herausgegebenen „Pflanzenreichs“ gab ihm schon früher Veranlassung, dies zu tun, und er übernahm zunächst die Bearbeitung der *Orchidaceae-Pleonandrae* (*Apostasiinae* und *Cypripedilinae*), die 1903 als 12. Heft erschien (Lit. 61), nachdem die Bearbeitung der *Orchideen* in den natürlichen Pflanzenfamilien (Lit. 47) 1889 und der erste Nachtrag zu letzteren (Lit. 59) 1900 erschienen war; der zweite Nachtrag (Lit. 66) erschien 1906. Für das „Pflanzenreich“ hatte er auch die Abteilung der *Coelogyninae* übernommen, und das Manuskript dazu großenteils fertiggestellt, doch wurde der Abschluß durch seinen plötzlichen Tod verhindert. Später hat KRÄNZLIN das Heft mit Benutzung des PFITZERschen Manuskripts unter beider Namen herausgegeben (Lit. 72). Die letzte Arbeit auf dem Felde der *Orchideen*-Forschung war ein Beitrag zu der von UDO DAMMER herausgegebenen Zeitschrift „Orchis“ (Lit. 67).

Bei seinen Untersuchungen über diese so schönen und interessanten Pflanzen mußte er mit Bedauern sehen, wie ungeeignet die Blüten der *Orchideen* für die bisher übliche Konservierungsweise sind: die gepreßten Blüten werden bekanntlich recht unansehnlich, verlieren außer der Form meistens auch die Farbe, und die in Alkohol oder ähnliche Flüssigkeiten gesetzten büßen wenigstens ihre Farbe ein, abgesehen davon, daß die dazu nötigen Gläser viel Geld und Raum kosten. Außerordentlich viel Zeit und Mühe verwendete PFITZER deswegen darauf, ein Verfahren zu ermitteln, bei dem die Blüten mit einem erhärtenden Stoff so durchtränkt würden, daß sie Farbe und Gestalt im trockenen Zustand bewahrten. Bis zu einem gewissen Grade ist ihm dies auch gelungen, und 1889 konnte er sein Verfahren patentieren lassen (Lit. 46). Ferner gelang es ihm bei dem Bestreben, aus den Blütenknospen gute Schnitte für die mikroskopische Untersuchung zu gewinnen, eine „Einbettungsmethode für entwicklungsgeschichtliche Untersuchungen“ zu finden (Lit. 43), die rascher auszuführen und leichter zu handhaben war, als die Paraffineinbettung, gegen die er, früher wenigstens, eine gewisse Abneigung hatte. Das waren die Nebenergebnisse seiner *Orchideen*-Arbeiten, die ihn zu einer der ersten Autoritäten auf diesem Gebiet erhoben haben.

Es ist selbstverständlich, daß sich ein Professor der Botanik an einer großen Universität nicht ganz auf eine Pflanzenfamilie beschränken kann, aber ich glaube, daß wir gerade bei PFITZER seine Teilnahme an den Fortschritten auf allen Zweigen seiner Wissenschaft rühmend hervorheben können: so stand er stets auf der Höhe der Forschung und erkannte dabei neidlos das Verdienst anderer Gelehrter an, ebenso wie er mit feinem Spott das zu treffen wußte, was nach seiner Auffassung nicht zum Fortschritt der Wissenschaft beitrug. Mit populären Vorträgen oder Schriften hat sich PFITZER nicht befaßt und wohl nur einmal wandte er sich mit einem Vortrag an einen größeren Kreis, nämlich bei der Übernahme des Prorektorates 1889 durch die akademische Festrede „über die verschiedenen Beziehungen äußerer Kräfte zur Gestaltung der Pflanze“ (Lit. 48). Höchstens könnte hier noch erwähnt werden, daß er 1880 eine Beschreibung des botanischen Gartens herausgab (Lit. 31), die zugleich zur Erläuterung des Pflanzensystems dienen sollte und 1898 in zweiter Auflage erschienen ist. Für seine Vorlesungen bestimmt war eine kleine Schrift, die unter dem Titel „Übersicht des natürlichen Systems der Pflanzen“ 1894 in 1. und 1902 in 2. Auflage erschien (Lit. 49). Die erwähnte Bestimmung darf bei der Beurteilung des Buches nicht aus den Augen gelassen werden, insofern eben hier pädagogische Rücksichten maßgebend waren. Es soll nämlich nicht eigentlich der Stammbaum des Pflanzenreichs, als vielmehr eine Übersicht desselben gegeben werden, die man dem Gedächtnis einzuprägen vermag, und in dieser Hinsicht leistet es wohl mehr als andere Systeme, die sich auf die noch so fragliche Phylogenie zu stützen vorgeben. Selbstverständlich ist auch PFITZERs System ein sog. natürliches, aber es beginnt mit den dem Schüler näherstehenden *Phanerogamen* und zwar mit den leichter zu erklärenden *Monocotyledonen* und bei den *Dicotyledonen* mit den *Sympetalen*, die wenigstens leichter zu übersehen sind; die *Thallophyten* bilden den Schluß.

Es bleibt noch übrig zu bemerken, daß seine Stellung als Gartendirektor und „Respizient der forstbotanischen Anlagen auf dem Schloß“, sowie sein langjähriger Vorsitz im Heidelberger Gartenbauverein ihm vielfach Gelegenheit gaben, sich mit der Kultur der Pflanzen, speziell der Holzgewächse zu befassen und sich darüber zu äußern. Eine Reihe derartiger Aufsätze ist in der „Gartenwelt“ erschienen, andere in den Mitteilungen der deutschen dendrologischen Gesellschaft, deren Vizepräsident er war; hier ist auch aus seinen nachgelassenen Papieren ein Aufsatz über die in Deutschland kultivierten *Arundinaria*-Arten, begleitet von seinem Bild, veröffentlicht worden (Lit. 73).

Schließlich gedenken wir der von ihm verfaßten Nekrologe auf CASPARY (Lit. 45), JOH. ANTON SCHMIDT (Lit. 64) und WILHELM HOFMEISTER (Lit. 62). Des letztgenannten Biographie ist mit vieler Liebe zu dem ehemaligen Lehrer geschrieben und gibt eine höchst interessante Darstellung jenes Abschnittes aus der Geschichte der Botanik.

Die Anerkennung für seine wissenschaftlichen Leistungen blieb ihm nicht versagt: außer den üblichen Titeln und Orden beweisen dies die Ernennungen zum Mitglied mehrerer gelehrten Gesellschaften. Der chronologischen Reihenfolge nach wurde er: 1871 Mitglied der k. k. zool.-bot. Gesellschaft zu Wien, 1873 corresponding fellow of the Botanic. Society of Edinburgh, 1880 Mitglied der K. Leop. Carol. Deutschen Akademie der Naturforscher, 1899 korr. Mitglied der Kgl. preuß. Akademie der Wissenschaften zu Berlin, 1904 Membre associé de la société royale de Botanique de Belgique. In den Jahren 1885—1892 und 1899—1900 war er Präsident des naturhistorischen Vereins zu Heidelberg und hat dabei diesen Verein sehr gefördert. Schließlich sei noch erwähnt, daß er 1. Vizepräsident der „Freien Vereinigung der Systematiker und Pflanzengeographen“ von deren Gründung an (1903) bis zu seinem Tode war; denn seiner leitenden Stellung im Gartenbauverein, in der deutschen dendrologischen Gesellschaft und in unserer deutschen botanischen Gesellschaft haben wir schon gedacht.

Was der Verstorbene seiner Familie, seinen Freunden, Kollegen, Schülern und Untergebenen gewesen ist, darauf möchte ich an dieser Stelle lieber nicht eingehen, möchte auch nicht darüber urteilen. Vielleicht dienen einige kleine Züge und Erlebnisse, die ich in dem vorhergehenden eingeflochten habe, dazu, die Uneigennützigkeit und das Wohlwollen seines Wesens zu zeigen. Da er ziemlich viel reiste und gern Kongresse besuchte, so haben ihn viele Kollegen persönlich kennen gelernt und ihn dann nicht nur als Gelehrten, sondern auch als liebenswürdigen Gesellschafter geschätzt. Daß er irgendeinen Feind gehabt habe, läßt sich schwer denken, aber viele und der Verfasser dieser Zeilen nicht zum wenigsten bewahren ihm ein dankbares Andenken, so lange sie leben.

Publikationen Pfitzers.

1867. 1. Über die Schutzscheide der deutschen *Equisetaceen*. Dissertation Königsberg. 32 S.
1868. 2. Über die Schutzscheide der deutschen *Equisetaceen*. PRINGSH. Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. 6. S. 297—362, Taf. 18—20.
1869. 3. Über die mehrfache Epidermis und das Hypoderma. Sitz.-Ber. niederrh.

Ges. f. Natur- u. Heilkunde Bonn, S. 12—14; abgedruckt Bot. Ztg. Bd. 27. Sp. 526—528.

4. Über Bau und Zellteilung der *Diatomaceen*. Sitz-Ber. ibid. S. 86—89; abgedr. Bot. Ztg. Bd. 27. Sp. 774—776.

5. Über Pfropfblendlinge einer Rose. Sitz.-Ber. ibid. S. 104—107; abgedr. Bot. Ztg. Bd. 27. Sp. 839—843.

6. Über einen Kirschbaumzweig mit reifen Kirschen und Blüten. Sitz.-Ber. ibid. S. 107; abgedr. Bot. Ztg. Bd. 27. Sp. 843.

7. Über Spaltöffnungen bei den *Gramineen* und *Restionaceen*. Sitz.-Ber. ibid. S. 213—214.

8. Über die Samen von *Hohenbergia strobilacea*. Sitz.-Ber. ibid. S. 221.

9. Über zwei parasitische Pilze auf *Diatomaceen*. Sitz.-Ber. ibid. S. 221.

1870. 10. Über parasitische Pilze auf *Diatomaceen*. Sitz.-Ber. ibid. S. 62.

11. Über die *Naviculeen*. Sitz.-Ber. ibid. S. 214—215.

12. Beiträge zur Kenntnis der Hautgewebe der Pflanzen I—II. PRINGSH. Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. 7. S. 532—587. Taf. 36—37.

I. Über die Spaltöffnungen der Gräser.

II. Über das Hautgewebe einiger *Restionaceen*.

1871. 13. III. Über die mehrschichtige Epidermis und das Hypoderma. PRINGSH. Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. 8. S. 16—74. Taf. 6.

14. Untersuchungen über Bau und Entwicklung der *Bacillariaceen (Diatomaceen)*. Bonn. Bot. Abhandl. aus d. Geb. d. Morphologie u. Physiologie, herausgeg. v. HANSTEIN, Bd. I, Heft 2. 189 S. 6 Taf.

15. Über die Entwicklung des *Coniferen*-Embryos. Sitz.-Ber. niederrh. Ges. f. Natur- u. Heilkunde: S. 119—121; abgedr. Bot. Ztg. Bd. 29. Sp. 893—895.

16. Über Einlagerung krystallisierten Kalkoxalats in die Zellwand. Sitz.-Ber. ibid. S. 18.

17. Über die Einlagerung von Kalkoxalat-Krystallen in die pflanzliche Zellhaut. Flora. Bd. 55, S. 97—102, 113—120, 129—136. Tafel 3.

18. Über einen neuen Algenparasiten. Sitz.-Ber. niederrh. Ges. f. Natur- und Heilkunde. S. 149—150.

19. *Ancylistes Closterii*, ein Algenparasit aus der Ordnung der Phycomyceten. Monatsber. d. kgl. Akad. d. Wiss. Berlin. S. 379—398. 1 Taf.

1873. 20. Über die Geschwindigkeit der Wasserbewegung im Stamme dicotyler Holzpflanzen. Tagebl. 46. Vers. D. Naturf. u. Ärzte Wiesbaden, S. 134.

1875/76. 21. Über die Geschwindigkeit der Wasserbewegung in der Pflanze. Verh. Naturh.-Med. Ver. Heidelberg. N. F. Bd. 1. S. 173—176. 1875, Bot. Ztg. Bd. 34. Sp. 71—79. 1876 und FÜHLINGs landwirtsch. Zeitung 1876. S. 38.

1877. 22. Über die Geschwindigkeit der Wasserströmung in der Pflanze. PRINGSH. Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. 11. S. 177—217.

23. Bemerkungen über die Wasseraufnahme abgeschnittener Pflanzenteile. Verh. Naturh.-Med. Ver. Heidelb. N. F. Bd. 1. S. 503—508.

24. Beobachtungen über Bau und Entwicklung epiphytischer *Orchideen*.

1. Über das Öffnen und sonstige Bewegungserscheinungen einiger *Orchideen*-Blüten. Verh. Naturh.-Med. Ver. Heidelberg. N. F. Bd. 1 S. 493—502.

25. 2. Über eigentümliche Faserzellen im Gewebe von *Aerides*.

3. Über das Vorkommen von Kieselscheiben. Flora. Bd. 60. S. 241—248. Taf. 5.

26. Beobachtungen über Bau und Entwicklung der *Orchideen.*

4. Über die Umdrehung der *Orchideen*-Blüten.

5. Zur Embryoentwicklung und Keimung der *Orchideen.*

6. Über das Aufspringen der Blüten von *Stanhopea oculata.* Verh. Naturh.-Med. Ver. Heidelberg. N. F. Bd. 2. S. 19—32.

27. Zur Embryologie und Keimung der *Orchideen.* Amtl. Ber. 50. Vers. Deutscher Naturf. u. Ärzte. München. S. 197.

1879. 28. Beobachtungen über Bau und Entwicklung der *Orchideen.*

7. Zur Kenntnis der Bestäubungseinrichtungen der *Orchideen.* Verh. Naturh.-Med. Ver. Heidelberg. N. F. Bd. 2. S. 220—222.

1880. 29. 8. Übersicht des allgemeinen Aufbaues der *Orchideen.* Verh. Naturh.-Med. Ver. Heidelberg. N. F. Bd. 2. S 350—364.

30. Über die Morphologie der *Orchideen.* Vortrag. 52. Vers. Deutsch. Naturf. u. Ärzte. Baden-Baden 1879. S. 212 (dort nur Titel) in Bot. Ztg. Bd. 38. Sp. 139—140.

31. Der botanische Garten der Universität Heidelberg. 50 S. u. ein Plan d. Gartens. (2. Aufl. 1898. 48 S. mit 4 Gartenpl. im Text.)

1881. 32. Grundzüge einer vergleichenden Morphologie der *Orchideen.* Heidelberg. Fol. 194 S. 1 farb. u. 3 schw. Taf., 35 Textfig.

1882. 33. Beobachtungen über Bau und Entwicklung der *Orchideen.*

9. Über das Wachstum der Kronblätter von *Cypripedium caudatum* Ldl. Verh. Naturh.-Med. Ver. Heidelberg. N. F. Bd. 3. S. 117—135.

34. Die *Bacillariaceen.* SCHENKs Handbuch der Botanik. Bd. 2. S. 403—445. 15 Textfig. Breslau.

1883. 35. Über ein Härtung und Färbung vereinigendes Verfahren für die Untersuchung des plasmatischen Zellleibes. Ber. d. D. bot. Ges. Bd. 1. S. 44—47.

36. (Zus. mit MÖBIUS.) Zur Morphologie und Anatomie der monocotylenähnlichen *Eryngien.* Ber. d. D. bot. Ges. Bd. 1. S. 133—137.

1884. 37. Beobachtungen über Bau und Entwicklung der *Orchideen.*

10. Über zwergartige *Bolbophyllen* mit Assimilationshöhlen im Inneren der Knollen. Ber. d. D. bot. Ges. Bd. 2. S. 472—480. Taf. 13.

1885. 38. Über Früchte, Keimung und Jugendzustände einiger Palmen. Ber. d. D. bot. Ges. Bd. 3. S. 32—52. Taf. 6.

1886. 39. Zur Morphologie der *Orchideen.* Tagebl. 59. Vers. D. Naturf. u. Ärzte. Berlin. S. 129—130.

40. Morphologische Studien über die *Orchideen*-Blüte. Heidelberg. Festschrift z. Feier d. 500jähr Bestehens d. Ruperto-Carola, dargebracht v. d. Naturh.-Med. Ver. Heidelberg. II. S. 1—139. 65 Textfig.

1887. 41. Entwurf einer natürlichen Anordnung der *Orchideen.* Heidelberg. 108 S.

42. Über Einbettung in eine Mischung von Alkohol und Glyzerin. Tagebl. 60. Vers. D. Naturf. u. Ärzte. Wiesbaden. S. 245.

43. Über eine Einbettungsmethode für entwicklungsgeschichtliche Untersuchungen. Ber. d. D. bot. Ges. Bd. 5. S. LXV—LXVIII.

1888. 44. Untersuchungen über Bau und Entwicklung der *Orchideen*-Blüte. I. Tl. *Cypripedilinae, Ophrydinae, Neottiinae.* PRINGSH. Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. 19. S. 155—177. Taf. 3—4.

45. ROBERT CASPARY. Ber. d. D. bot. Ges. Bd. 6. S. XXVII—XXXI.

1889. 46. Verfahren zur Konservierung von Blüten und anderen zarten Pflanzenteilen. Patent v. 22. August (Zusatzpatente v. 20. Juni und 25. September 1891).

47. *Orchidaceae*; in ENGLER und PRANTL: Die „natürlichen Pflanzenfamilien“ II. Abt. 6. S. 52—220. 192 Textfig.

48. Über die verschiedenen Beziehungen äußerer Kräfte zur Gestaltung der Pflanze. Akad. Rede z. Geburtsfeste d. höchstseligen Großherzogs Karl Friedrich. 22. Novbr. 28 S.

1894. 49. Übersicht des natürlichen Systems der Pflanzen. Heidelberg. 36 S. (2. Aufl. 1902. 40 S.)

50. Beiträge zur Systematik der *Orchideen* I. ENGLERs bot. Jahrb. Bd. 19. S. 1—42.

1896. 51. (Zus. mit AD. MEYER). Zur Anatomie der Blüten- und Fruchtstände von *Artocarpus integrifolia*. Ber. d. D. bot. Ges. Bd. 14. S. 52—53.

1897. 52. Nachtrag zu *Orchidaceae* in „Natürl. Pflanzenfamil.“ (enth. Literatur bis 1896.) S. 97—113.

1898. 53. *Satyrium carneum*. Gartenwelt. Bd. 2. S. 349—350, 2 Textfig.

54. Über die wissenschaftlichen Grundlagen der Kultur tropischer *Orchideen*. Gartenwelt. Bd. 2. S. 498—501, 511—513, 524—528.

55. Beiträge zur Systematik der *Orchideen* II. ENGLERs bot. Jahrb. Bd. 25. S. 517—546.

56. *Magnolia hypoleuca* Sieb. et Zucc. Mitteil. d. D. dendrol. Ges. S. 3—4 und Gartenwelt. Bd. 3. S. 85—86. 2 Textfig.

57. *Arpophyllum laxiflorum* n. sp. Gartenwelt. Bd. 3. S. 138—140. 1 Textfig.

1898—1904. 58. Immergrüne Laubhölzer im Heidelberger Schloßgarten. Mitteil. d. D. dendrol. Ges. I 1898, S. 4—12; II 1899, S. 95—98; III 1900, S. 41—44; IV 1901, S. 35—39; V 1902, S. 91—93; VI 1904, S. 54—58.

1900. 59. Nachtrag zu *Orchidaceae* in „Natürl. Pflanzenfamil.“ (enth. Literatur 1897—98). Ergänz.-Heft I. S. 12—16.

1902. 60. Über die Gattungsunterschiede von *Arundinaria* Michx., *Thamnocalamus* Munro und *Phyllostachys* Sieb. et Zucc. in nicht blühendem Zustande. Mitt. d. D. dendrol. Ges. S. 94—96.

1903. 61. *Orchidaceae-Pleonandrae*; in ENGLER: Das Pflanzenreich. Heft 12. 132 S. 41 Textfig.

62. WILHELM HOFMEISTER; in „Heidelberger Professoren aus dem 19. Jahrhundert“. Festschrift d. Universität zur Zentenarfeier ihrer Erneuerung durch Karl Friedrich. Bd. 2. S. 265—358.

1905. 63. Über den morphologischen Aufbau der *Coelogyninae* ENGLERs bot. Jahrb. Bd. 34. Beibl. S. 55—59. 1 Textfig.

64. JOHANNES ANTON SCHMIDT. Ber. d. D. bot. Ges. Bd. 23. S. (21)—(24).

65. Die in Deutschland kultivierten winterharten *Phyllostachys*-Formen. Mitteil. d. D. dendrol. Ges S. 53—64. 4 Textfig.

1906. 66. Nachtrag zu *Orchidaceae* in „Natürl. Pflanzenfamil.“ (enth. Literatur 1899—1904). Ergänz.-Heft II. S. 75—92

67. Der morphologische Aufbau der *Orchideen* I. Orchis. Bd. 1. S 9—11 (Fol.). 4 Textfig.

---

68. Referate im Botan. Jahresbericht: Morphologie u. Physiologie der Zelle. 1873—1882.
69. Referate im Botan. Jahresbericht: *Bacillariaceae* 1873—1905.

Posthume Publikationen:

70. Hybridisation and the systematic arrangement of Orchids. Report of the III. Conf. on Genetics. 1906. London, p. 218—221.
71. On the Phylogenie of Orchids. Ibidem. p. 476—481.
72. (Zus. mit Fr. KRÄNZLIN.) *Orchidaceae-Monandrae-Coelogyninae.* In: ENGLER, Das Pflanzenreich. IV. 50. II. B. 7. Heft. 169 S. mit 294 Einzelbildern in 54 Figuren. Ausg. 26. Nov. 1907.
73. Die in Deutschland kultivierten *Arundinaria*-Arten. Jahrb. der deutsch. dendr. Ges. 1907. S. 221—223 mit dem Porträt des Verf.

E. Rostrup.

Von

F. KÖLPIN RAVN.

Der dänische Botaniker FREDERIK GEORG EMIL ROSTRUP wurde am 28. Januar 1831 auf „Stensgaard“ auf der Insel Lolland, wo sein Vater als Gutsinspektor der Baronie Juellinge lebte, geboren.

Sehr frühzeitig erwachte ROSTRUPs Interesse für die lebendige Natur; er legte umfassende Sammlungen von Pflanzen, Vögeln und Insekten an, und bereits als 13jähriger Knabe fing er an, seine Beobachtungen systematisch niederzuschreiben. So machte er 1846—49 eine Reihe von phänologischen Beobachtungen über die Zeit des Ausschlagens und des Blühens einer Reihe von Pflanzen in der Nähe seines Heimatsortes. Er ging häufig auf Jagd, wesentlich um Gelegenheit zu haben, das Leben der Tiere etwas näher zu erforschen; von den erschossenen Vögeln wurden zahlreiche Aquarellstudien gemacht; diese Abbildungen sind Zeugnisse von der scharfen Beobachtungsgabe ihres Urhebers und seinem Vermögen, das Beobachtete mit Hervorhebung des besonders Charakteristischen in Strich und Farbe darzustellen; seine ornithologischen Studien faßte der junge ROSTRUP 1848 in eine noch nicht publizierte Abhandlung „Unsere Wintervögel“ zusammen.

Durch diese Tätigkeit zeigte sich ROSTRUP als der geborene Freund und Erforscher der freien Natur; seine Interessen fanden reiche Nahrung in der üppigen Natur West-Lollands und durch Lesen naturwissenschaftlicher Werke. Wirklichen Unterricht oder persönliche Anregung von seiten anderer hat er während seiner Kindheit und ersten Jugend nie empfangen.

Nachdem ROSTRUP einige Jahre lang als Schreiber im Kontor seines Vaters gearbeitet hatte, kam er endlich 1850 nach Kopenhagen. Hier studierte er Naturwissenschaften und Mathematik an der Polytechnischen Lehranstalt und an der Universität. Er nahm Teil an den Vorlesungen und Übungen von SCHOUW, LIEBMANN, OERSTED, STEENSTRUP und FORCHHAMMER; auch an dem Unterricht JÖRGENSENs in der Landwirtschaft beteiligte er sich. Von besonderer Bedeutung für ihn war ferner der rege Verkehr mit den gleichalterigen Fachgenossen in dem Diskussionsklub „Die Zelle“; hier hat ROSTRUP z. B. Mitteilungen über seine in den Ferien immer fortgesetzten Freiluftstudien gemacht.

Im Jahre 1857 schloß er mit einer Prüfung in angewandter Naturwissenschaft seine Studien ab, und im folgenden Jahre wurde er als Lehrer für Naturwissenschaften und Mathematik am Volksschullehrer-Seminar Skaarup im südlichen Fünen angestellt; hier wirkte er von nun an ungefähr 25 Jahre, bis 1883. ROSTRUP hatte hier die Aufgabe, das Studium der exakten Wissenschaften am Seminar einzuführen; sein Unterricht war von freiem, anregendem Charakter, und viele seiner Schüler haben später ihre durch ihn geweckten naturwissenschaftlichen Interessen weitergepflegt. Auch für seine eigenen Studien fand ROSTRUP reiche Anregung in der mannigfaltigen und abwechslungsreichen Flora von Süd-Fünen; auch machte er häufig Reisen nach anderen Gegenden von Dänemark, so auch nach den Faeroeer. Die Jahre in Skaarup waren für ROSTRUP im großen und ganzen eine glückliche Zeit; allerdings mußte er das Leben in der Hauptstadt mit ihren Bibliotheken und Sammlungen und den Verkehr mit Kollegen entbehren, und das wurde ihm nach und nach immer fühlbarer.

Im Jahre 1858—64 publizierte ROSTRUP seine ersten wissenschaftlichen Arbeiten. Sie sind hauptsächlich floristisch-pflanzengeographischer Natur, mit vielen eingestreuten biologischen Bemerkungen; sie zeugen alle von den später immer mehr hervortretenden Charakterzügen des Verfassers; er ist der fleißige und genaue Beobachter im Freien, der mit allseitigem Interesse sowohl die

Phanerogamen als Kryptogamen, die jetzt lebenden und fossilen, die kultivierten und wildwachsenden Pflanzen studiert; die Darstellung ist klar, korrekt und nüchtern; vom Aufstellen von Hypothesen ist ROSTRUP weit entfernt.

1860 erschien das Buch, welches erst den Namen ROSTRUPs in weiteren Kreisen Dänemarks bekannt machte; es war eine populär gehaltene Anleitung zum Bestimmen der dänischen Gewächse. „ROSTRUPs Flora" gewann eine außerordentliche Verbreitung und ist jetzt in 10. Auflage erschienen. Ein 2. Teil, die Kryptogamen umfassend, wurde 1869 veröffentlicht und später (1904) in erweiterter Form herausgegeben mit KOLDERUP ROSENVINGE, SEV. PETERSEN und CHR. JENSEN als Mitarbeiter.

Im Anfang der 60er Jahre fing ROSTRUP an, mykologische Studien zu treiben; er schuf ein sehr umfassendes mykologisches Herbarium und publizierte 1866 die interessanten „Kulturversuche mit Sklerotien"; auch die Lichenen waren Gegenstand seiner Forschungen; so wurde eine floristische Arbeit über die Lichenen Dänemarks von der Universität preisgekrönt.

Gleichzeitig wandten sich seine Studien mehr den ökonomisch wichtigen Pflanzen zu. Er schrieb über Futterpflanzen und Unkräuter; von besonderem Interesse ist seine — von der Akademie der Wissenschaften gekrönte — Monographie der Ackerdistel (*Cirsium arvense*).

Die eben genannten zwei Gruppen von Interessen vereinigten sich, und um das Jahr 1870 trat ROSTRUP als Pflanzenpathologe hervor. Auf KÜHNs, DE BARYs, TULASNEs u. a. Arbeiten fußend, aber immer durch selbständige Untersuchungen ergänzend, publizierte er 1870—71 eine Reihe von populär gehaltenen Aufsätzen über die Krankheiten der landwirtschaftlichen Kulturpflanzen. Auch die Krankheiten der Waldbäume beschäftigten ROSTRUP sehr; er arbeitete gleichzeitig mit ROBERT HARTIG und konnte, teilweise unabhängig von ihm, die Befunde des bekannten Forschers bestätigen und nicht unwesentlich erweitern; die hervorragendsten Leistungen ROSTRUPs sind auf dem Gebiete der forstlichen Pflanzenpathologie zu finden.

Bald wurde dann die Aufmerksamkeit des pflanzenbauenden Publikums auf ROSTRUP gelenkt; man entdeckte, daß man von ihm immer genaue, schnelle und gütige Auskünfte erwarten konnte; er wurde in stets wachsendem Grade als pflanzenpathologischer und ökonomisch-botanischer Ratgeber in Anspruch genommen. Aber dies wurde alles in den Mußestunden und vollständig unentgeltlich gemacht. Es wurden daher von verschiedenen Seiten Anstrengungen gemacht, um ihm eine Dozentur an der landwirtschaftlichen Hochschule in Kopenhagen zu schaffen, damit er sich in Zukunft dem Studium der Pflanzenkrankheiten als Hauptaufgabe widmen könne. Erst 1883 hatten diese Bestrebungen Erfolg; im Herbst konnte ROSTRUP von Skaarup nach Kopenhagen übersiedeln, wo er dann bis zu seinem Tode wirkte. Im Jahre 1889 wurde er Lektor, 1902 Professor an der Hochschule.

Es wurde also ROSTRUP die Aufgabe gestellt, die Pflanzenpathologie als neue selbständige Disziplin an der Hochschule einzuführen, und es ist jetzt, als Resultat seines Wirkens, deutlich zu spüren, daß pflanzenpathologische Kenntnisse in vielen Kreisen der weiter ausgebildeten Praktiker verbreitet sind, und daß eine vorzügliche Basis für weitere Arbeit auf diesem Gebiete geschaffen worden ist. Die Vorlesungen ROSTRUPs wurden in kurzer knapper Form gehalten, mit zahlreichen originalen Beobachtungen illustriert und von Demonstrationen zahlreicher Präparate begleitet. Die von ROSTRUP geschaffene pflanzenpathologische Sammlung ist sehr reichhaltig; vieles ist von ihm selbst auf seinen häufigen Reisen gesammelt, aber bedeutende Anteile sind dem regen Verkehr zu verdanken, in welchem ROSTRUP, seit seiner Anstellung als Konsulent des Ministeriums im Jahre 1884, mit den Praktikern in allen Gegenden von Dänemark stand.

ROSTRUP hatte jetzt auch Gelegenheit, seine Original-Studien in größerem Maßstabe fortzusetzen. Seine scharfe Beobachtungsgabe mußte bewirken, daß er viel Neues sah, neue Pilzspezies und neue Pflanzenkrankheiten, und daß er viele neue Beiträge zur Kenntnis älterer Tatsachen liefern konnte. So entstand eine sehr reichhaltige Publikation wissenschaftlicher Arbeiten.

Um 1890 schrieb er einige populäre Zusammenfassungen über Pflanzenpathologie für Forstwirte und Landwirte. Aber mit den Jahren stieg das Bedürfnis nach einer ausführlichen, auf wissenschaftlicher Basis durchgeführten, wesentlich auf ROSTRUPs eigene Untersuchungen gestützte Darstellung der Pflanzenpathologie. Eine solche lieferte ROSTRUP 1902, in seinem 72. Lebensjahre, mit dem monumentalen Werke: „Plantepatologi“. Es ist ein Buch, dessen vornehmes Äußere einem gediegenen Inneren von persönlichem Gepräge entspricht; die Reihen der verschiedenen Krankheitsformen treten in anschaulicher Darstellung mit prägnanter Klarheit hervor; man fühlt, daß man es mit nachgeprüften Erfahrungen zu tun hat, und das Werk trägt durchgehends das Gepräge von Zuverlässigkeit; es nimmt eine hervorragende Stelle ein, auch in der Weltliteratur.

ROSTRUPs mykologische Arbeiten waren größtenteils floristischer Natur; er bekam reiche Sammlungen aus den verschiedensten Gegenden der Welt zum Bestimmen; er hat Pilzfloren oder pilzfloristische Beiträge von Grönland, Spitzbergen, Island, den Faeröer, Norwegen, Westindien, Siam, Zentral-Asien usw. geliefert; er hat Monographien von gewissen Gruppen dänischer Pilze geschrieben. Auch biologische Untersuchungen hat er publiziert; in dieser Richtung sind speziell seine Aufsätze über „Biologische Arten und Rassen“ zu nennen.

Die umfassenden Interessen ROSTRUPs führten ihn ferner auf ganz andere Gebiete der Wissenschaft. Er studierte Pflanzenreste aus prähistorischen Zeiten, besonders die Holzkohle aus den „Kökkenmöddingen“ der Steinalterbevölkerung; er untersuchte die Pflanzenreste und die Entwicklung der Vegetation der Torfmoore; und endlich sammelte er zahlreiche Beiträge zur botanischen Folkloristik.

Nach kurzer Krankheit starb ROSTRUP am 16. Januar 1907 in seinem 76. Jahre.

Mit ihm haben wir einen treuen, zuverlässigen und fleißigen Arbeiter in der Wissenschaft verloren, einen warmen Freund und scharfen Beobachter der ganzen lebendigen Natur, einen hervorragenden Forscher, der die Wissenschaft nicht als Besitz weniger betrachtete, sondern sich alle Mühe gab, wissenschaftliche Kenntnisse in weiten Kreisen zu verbreiten, und der die wissenschaftlichen Erfahrungen in der Praxis zu verwerten suchte.

Kein Wunder daher, daß ROSTRUP zahlreiche Beweise der Würdigung seiner Tätigkeit empfing; er wurde korrespondierendes Mitglied von mehreren gelehrten Gesellschaften — so auch der deutschen botanischen Gesellschaft —; die Universität kreïerte ihn zum Doctor honoris causa; die dänische botanische Vereinigung erwählte ihn zum Vorsitzenden nach LANGEs Tod.

Von ähnlichen Vertrauensposten hat ROSTRUP viele innegehabt; dies hatte seinen Grund darin, daß er nicht nur ein bedeutender Forscher, sondern auch eine hervorragende Persönlichkeit war. „Im täglichen Verkehr war er“ — wie sein Biograph, KOLDERUP ROSENVINGE, schreibt — „schlicht, natürlich und gleich gegen alle. Er war von ruhigem Temperament und ein ausgeprägt friedlicher Mensch; jeder persönliche Streit war ihm in hohem Grade zuwider. Er hat an unzähligen Diskussionen teilgenommen, aber kaum an einer Polemik. In mündlichen Verhandlungen war er ruhig und objektiv, und er respektierte immer die Meinungen anderer.

. . . Er war ohne Falsch und ließ sich nie auf Intriguen ein; er wurde daher allgemein als ein außerordentlich rechtschaffener Charakter angesehen."

Verzeichnis der wichtigeren Arbeiten Rostrups.

1858. Beskrivelse af „Gallemosen" paa Lolland. Vidensk. Medd. fra den naturhist. Forening 1858. 1859, p. 121—126.

1859. Om Vegetationen i den udtörrede „Lersö" ved Köbenhavn. Vidensk. Medd. fra den naturhist. Forening for 1859. 1860, p. 1—24.

1860. Vejledning i Den Danske Flora. Köbenhavn 1860. p. I—VIII og 1—247. — 10. Ausgabe. 1906.

1864. Lollands Vegetationsforhold. Vidensk. Medd. fra den naturhist. Forening for 1864. 1865 p. 37—119.

1865. Afbildning og Beskrivelse af de vigtigste Fodergræsser. Köbenhavn 1865. p. 1—61. 21 Tavler.

1866. Dyrkningsforsög med Sklerotier. Botan. Tidsskr. I R., 1. Bd., p. 199 bis 224. Cum recapitulatione latino.

1869. Blomsterlöse Planter. Köbenhavn 1869 p. I—IV. og 1—126.

(E. Rostrup og I. S. Deichmann-Branth) Lichenes Daniae. Botan. Tidsskr. I R., 3. Bd., p. 127—284.

1870. Færöernes Flora. Botan. Tidsskr. I R., 4. Bd., p. 5—109.

Om Sygdomme hos de i Marken dyrkede Planter. Landmands-Blade 1870.

1873. Bemærkninger ang. Forekomsten af Birkemusen (*Sminthus betulinus* Pall.) og Hasselmusen (*Myoxus avellanarius* L.) i Danmark. Vidensk. Medd. fra den naturhist. Forening for 1872. 1873, p. 206—212.

1874. Om et ejendommeligt Generationsforhold hos *Puccinia suaveolens* (Pers.). Forhandl. ved de skand. Naturf.'s 11. Möde. 1874. S. 338 —350.

Om en genetisk Forbindelse mellem *Puccinia Moliniae* Tul. og *Aecidium Orchidearum* Desm. Bot. Tidsskr. II R., 4. Bd., p. 10—13. Résumé français.

Cronartium Ribicola. Botan. Ztg. 1874. p. 79—80.

1875. Om Blomsterlöse Planters Indflydelse paa gængse Meninger og Skikke. Program for Skaarup Seminarium, for 1874—75. p. 3—23.

Danske Plantesagn, Samlede af 5—16. Tidsskr. f. popul. Fremst. af Naturvidensk. V. R., 2. Bd. p. 73—77 u. 165—171. — Fortsetzung: ibidem 1876. V. R, 3. Bd.; p. 145—149 u. p. 465 473; 1879. p. 476 —480.

1877. En Notits om Plantevæksten i Danmark i Broncealderen. Aarböger f. nord. Oldkynd. og Historie. 1877. p. 78—82.

Om de paa vore træagtige Planter, dog fortrinsvis paa Skovtræerne, optrædende Uredineer eller Rustsvampe. Tidsskr. f. Skovbrug II. p. 111—180.

Diagnosen von neuen Pilzspezies in: F. v. Thümen: Diagnosen zu Thümens Mycotheca universalis. Flora 1877. p. 169—174.

1879. Sygdomme hos Skovtræerne, foraarsagede af ikke rustagtige Snyltesvampe. I. Naaletræer. Tidsskr. f. Skovbrug. IV. p. 1—86.

1880. Sygdomme hos Skovtræerne. II. Lövtræer. Tidsskr. f. Skovbrug. IV. p. 113—206.

1881. Mykologische Notizen. I—IV. Botan. Centralblatt. V. S. 126—127 u. 153—154.

1883. Mykologiske Notitser fra en Rejse i Sverige i Sommeren 1882. Öfversikt af Kgl. Vetenskaps-Akad. Förhandl. Stockholm. 1883. Nr. 4. p. 35 bis 47.

Fortsatte Undersögelser over Snyltesvampes Angreb paa Skovtræerne. Tidsskr. f. Skovbrug VI. p. 199—300.

1884. Nogle nyere Iagttagelser ang. heteröciske Uredineer. Oversigt o. d. kgl. danske Vidensk. Selskabs Ferhandl. 1884. p. 1—20. Résumé français.

1885. Om nogle af Snyltesvampe foraarsagede Misdannelser hos Blomsterplanterne. Botan. Tidsskr. Bd. 14. p. 230—243. Résumé français.

Islands Svampe. Botan. Tidsskr. Bd. 14. p. 218—239.

Mykologiske Meddelelser: I. Medd. fra den botan. Forening. Bd. 1. Nr. 7. p. 154—156. Fortsetzung: II, 1888; ibidem Bd 2, Nr. 4, p. 84—94 — III, 1889; Botan. Tidsskr. Bd. 17, p 228—237.. — IV, 1894; ibidem Bd. 19, p. 36—47. — V, 1895: ibidem Bd. 19, p. 201 bis 214. — VI, 1896; ibidem Bd. 20, p. 126—136. — VII, 1897; ibidem Bd. 21. p. 37—49. — VIII, 1899; ibidem Bd. 22, p. 215—276. — IX, 1905; ibidem Bd. 26, p. 305—315. — Avec des résumés français.

Studier i C. F. SCHUMACHERs efterladte Svampesamlinger. Oversigt o. d. kgl. Danske Vidensk. Selsk. Forh. i 1884. p. 1—17. Résumé français.

Oversigt over de i 1884 indlöbne Forespörgsler angaaende Sygdomme hos Kulturplanter. Tidsskr. f. Landökonomi 1885. p. 278—293. — Ähnliche Berichte sind später alljährlich publiziert worden und zwar in: Tidsskrift f. Landökonomi, 1886, p. 308—320; 1887, p. 463—478; 1888, p. 380—393; 1889, p. 744—751; 1890, p. 570—583; 1891, p. 498—514; 1892, p. 326—337; 1893, p. 625—644 z. Tidsskrift f. Landbrugets Planteavl I, 1894, p. 131—159; II, 1895, p. 40—71; III, 1896, p. 123—150; IV, 1897, p. 83—104; V. 1898, p. 113—137; VI, 1899, p. 38—56; VII, 1900, p. 13—32; VIII, 1901, p. 109—128; IX, 1902, p. 115—134; X, 1903, p. 361—379; XI, 1904, p. 395—421; XII, 1905, p. 352—376; XIII, 1906, p. 79—105.

Forsög med Rödklöver fra forskellige Avlssteder. Om Landbrugets Kulturplanter Nr. 5. p. 59—80.

1886. Undersögelser angaaende Svampeslægten *Rhizoctonia*. Oversigt o. d. kgl. danske Vidensk. Selsk. Forhandlinger. 1886. p. 59—77. Rés. franç.

Naalefald hos Fyr. Tidsskr. f. Skovbrug Bd. 9. p. 241—245.

Svampe fra Finmarken. Botan. Tidsskr. Bd. 15. p. 229—236.

1887. Insektangreb og Svampeödelæggelser. Tidsskr. for Skovbrug. Bd. 9. p. 342—346.

1888. Fungi Groenlandiae. Medd. om Grönland. Bd. 3. p. 517—590.

1889. Afbildning og Beskrivelse af de farligste Snyltesvampe i Danmarks Skove. Köbenhavn 1889. p. 1—31. 8 Tab.

1890. Undersögelser over Snyltesvampes Angreb paa Skovtræer; 1883—1888. Tidsskr. f. Skovbrug, Bd. 12, p. 175—238.

Ustilagineae Daniae. Bot. Foren. Festskrift. p. 117—168.

Klöverens Bægersvamp i Vinteren 1889—1890. Tidsskr. f. Landökonomi. Bd. 9. p. 621—635.

1891. Taphrinaceae Daniae. Vidensk. Medd. fra den naturhist. Forening for 1890. p. 246—264.

Angreb af Snyltesvampe i danske Skove. Tidsskr. f. Skovvæsen. Bd. 3 A, p. 85—95. Fortsetzungen: ibidem, Bd. 5 B, 1893, p. 97—117; Bd. 8 B, 1896, p. 107—124.

Ascomyceter fra Dovre. Kristiania Vidensk. Selsk. Forhandl. for 1891. p. 1—14.

Svampene. In: Systematisk Botanik von EUG. WARMING. Köbenhavn 1891. p. 79—164.

1892. Tillæg til „Grönlands Svampe". Medd. om Grönland, Bd. 3, p. 593—673.

Peronospora Cytisi. Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. Bd. 2. p. 1—2.

Misdannelser hos Planterne. Naturen og Mennesket. Bd. 7, p. 290—301; Bd. 8, p. 73—88 u. 176—193.

Snyltesvampenes Forhold til indbyrdes nærstaaende Værtplanter. Forh. v. d. skand. Naturforskeres. 14. Möde i Köbenhavn 1892. p. 457.

1893. De i Danmark paa Leddyr optrædende Snyltesvampe. Vidensk. Medd. fra d. naturhist. Foren. for 1893. p. 78—95.

Sygdomme hos Landbrugsplanter, foraarsagede af Snyltesvampe. Köbenhavn 1893, p. 1—170. — 2. Ausgabe 1903, p. 1—184.

1894. *Phoma sanguinolenta.* Zeitschr. f. Pflanzenkrkh. p. 195—196.

Phoma-Angriff bei Wurzelgewächsen. ibid. p. 322—323.

Öst-Grönlands Svampe. Medd. om Grönland Bd. 18. p. 1—39.

1896. Biologiske Arter og Racer. Botan. Tidsskr. Bd. 20. p. 116—125.

Værtplantens Indflydelse paa Udviklingen af ny Arter af parasitiske Svampe. Oversigt o. d. kgl. Danske Vidensk. Selsk. Ferhandl. for 1896. p. 113—134.

1897. Meddelelse om nogle Forsög vedk. Sygdomme hos Byg. Tidsskr. f. Landbr. Planteavl. Bd. 4. p. 131—134.

1898. (E. ROSTRUP og C. WEISMANN) Hussvampen. Köbenhavn 1898. p. 1—77. 1 Tab.

Et nyt Værtskifte hos Uredinaceerne og Konidier hos *Thecaphora Convolvuli.* Overs. o. d. kgl. Danske Vidensk. Selsk. Forhandl. f. 1898. p. 269—276.

1901. Botanische Beiträge in: Affaldsdynger fra Stenalderen i Danmark Köbenhavn, 1901.

Fungi from the Faeroes. Botany of the Faeroes. p. 304—316.

1902. Plantepatologi. Köbenhavn 1902. p. 1—640.

(SAMSÖE LUND og E. ROSTRUP) Marktidselen, *Cirsium arvense.* D. kgl Danske Vidensk. Selskabs Skrifter. 6. R, Bd. 3. p. 1—152. 4 Tab. Res. franç.

Fungi. In JOHS. SCHMIDT: Flora of Koh Chang. Botan. Tidsskr. Bd. 24. p. 205—218.

Fungi. In TH. WULFF: Botan. Beobacht. aus Spitzbergen. Lund 1902. p. 115.

1903. Islands Svampe. Bot. Tidsskr. Bd. 25. p. 281—335.

1904. Vejledning i den Danske Flora. II., Blomsterlöse Planter. Med Bidrag af CHR. JENSEN, KOLDERUP ROSENVINGE og SEV. PETERSEN. Köbenhavn 1904. p. I—VII, 1—481.

Norske Ascomyceter. Kristiania Vidensk. Selsk. Skr. 1904. p. 1—44.

Fungi Groenlandiae orientalis, in expedit. G. Amdrup coll. Medd. om Grönland. Bd. 30. p. 113—121.

1905. Norges Hymenomyceter af Axel Blytt. Efter Forf.'s Död gennemset og afsluttet af E. ROSTRUP. Kristiania Vidensk. Selsk. Skr. 1905. p. 1—164.

En Sygdom hos Ædelgran, foraarsaget af *Sphaerella Abietis*. Tidsskr. f. Skovvæsen. Bd. 17 A, p. 37—41.

1906. Fungi, coll. by H. G. Simmons on the 2nd. Norwegian Polar Expedition, 1898—1902. Kristiania Vidensk. Selsk. Skrifter f. 1906. p. 1—10.

Gammelmose. Botan. Tidsskr. Bd. 27. p. 319—359.

Bornholms Svampe. ibid. Bd. 27. p. 371—379.

1907. Fungi. In: Plants collected in Asia-Media and Persia by Ove Paulsen, V. Botan. Tidsskr. Bd. 28. p. 215—218.

Außerdem hat ROSTRUP eine unzählige Menge von kleineren Mitteilungen, Referaten, Vorträgen, Biographieen usw. in verschiedenen dänischen Zeitschriften und anderen Publikationen veröffentlicht.

Frans Reinhold Kjellman[1]).

Von

NILS SVEDELIUS.

(Mit Bildnis im Text.)

Am 22. April 1907 starb in Uppsala der Prof. der Botanik an der dortigen Universität FRANS REINHOLD KJELLMAN.

KJELLMAN wurde am 4. November 1846 auf der Insel Bromö im Pastorat Thorsö, Län Skaraborg, in Schweden geboren. Die Eltern waren der Hüttenverwalter JOHAN KJELLMAN und seine Gattin LOVISA CREUTZER, Tochter des Glasfabrikanten J. CREUTZER aus Sachsen und seiner Ehefrau GERTRUD HEINTZ aus Böhmen. Mütterlicherseits stammte KJELLMAN also aus Deutschland.

Seinen ersten Unterricht erhielt KJELLMAN im väterlichen Hause; nachdem aber sein Vater als Verwalter an die Glashütte zu Glafva in Värmland übergesiedelt war, kam KJELLMAN auf das Gymnasium nach Arvika, woselbst er 3 Klassen durchmachte.

---

[1]) In schwedischer Sprache auch erschienen in K. Svenska Vetenskapsakademiens Årsbok, Jahrg. 6, Stockholm 1908, S. 279.

Danach besuchte er vom Herbst 1860 an das Gymnasium in Karlstad, wo er im Frühling 1866 die Reifeprüfung bestand.

Während seiner Schulzeit fühlte sich KJELLMAN ungefähr in gleich hohem Grade zu allen Unterrichtsfächern hingezogen, nur daß er vielleicht eine gewisse Vorliebe für die klassischen Sprachen hatte. Mit großem Interesse folgte er auch dem Unterricht in der Botanik. Er war ein fleißiger Pflanzensammler und kannte zu Ende der Schulzeit die Mehrzahl der Phanerogamen jener Gegend. Er hatte auch ein großes Herbarium eingesammelt; tiefergehende Kenntnisse in der Botanik erwarb indessen KJELLMAN wohl kaum während der Schuljahre, doch wurde der Sinn für Naturstudien geweckt und die Liebe zur Pflanzenwelt wachgerufen.

Nachdem KJELLMAN das Abiturientenexamen bestanden hatte, konnte er aus ökonomischen Gründen sich nicht sofort zur Universität begeben, sondern sah sich genötigt, seines Unterhalts wegen sich dem Lehrerberuf zu widmen. Da er in seinem Wirken als Lehrer Erfolg hatte, beschloß er, wenn es möglich wäre, die Universität zu beziehen, um solche Examina zu machen, die ihn in Zukunft auch als Gymnasiallehrer sein Brot zu finden berechtigten. Durch Sparsamkeit und Entbehrungen hatte KJELLMAN auch gegen Ende des Frühlingssemesters 1868 eine so große Summe Geldes erübrigt, daß er nun glaubte, seine akademischen Studien beginnen zu können. Im Herbst 1868, also nahezu 22 Jahre alt, reiste KJELLMAN nach Uppsala, wo er zunächst klassische Sprachen studierte; nachdem er aber seinen lateinischen Aufsatz „pro gradu philosophico“ hinter sich hatte, wandte er sich ganz von diesen Fächern ab und widmete sich von nun an ausschließlich den Naturwissenschaften.

Die Lehrstühle der Zoologie und Botanik an der Universität Uppsala hatten zu jener Zeit die Professoren W. LILJEBORG und J. E. ARESCHOUG inne. KJELLMAN hörte ihre Vorlesungen und nahm fleißig an den Arbeiten des Naturwissenschaftlichen Studentenvereins teil. Den größten wissenschaftlichen Einfluß auf KJELLMAN während der Uppsalaer Zeit übte jedoch der damalige Dozent der Botanik V. B. WITTROCK aus. KJELLMAN selbst sagt hierüber: „Zu ihm kam ich frühzeitig in ein vertrauliches Verhältnis und stehe ihm gegenüber in der größten Dankesschuld für den vortrefflichen, gediegenen und exakten Unterricht, den er erteilte, für die Anregung zu ehrlicher Arbeit, die er durch Wort und Beispiel gab, für das Pflichtgefühl, das er wachrief, und für die Ausblicke über Ziel und Methode der wissenschaftlichen Arbeit, die er klar und einfach darstellte. Er gab mir eine wissenschaftliche Richtung und weckte in mir den Sinn für wissenschaftliche Arbeit.“ Auch mit Professor ARESCHOUG kam KJELLMAN bald in nahe Berührung. ARESCHOUG hielt gute Vorlesungen, und seine Vorlesungen über Meeresalgen waren es, durch die KJELLMAN auf das Gebiet der Algologie geführt wurde.

F. R. Kjellman

Nach 3 Jahren energischer Studien konnte KJELLMAN bereits im Herbst 1871 das Examen mit besten Zeugnissen in Botanik und Zoologie ablegen, eine für jene Zeit sehr rasche Examenskarriere. Danach beschäftigte sich KJELLMAN mit der Ausarbeitung seiner Doktordissertation. Die Abhandlung, zu welcher er auf Reisen in Bohuslän 1870 und 1871 und in den Stockholmer Schären im Herbst 1871 Material gesammelt hatte, wurde am 25. Mai 1872 verteidigt. Der Titel lautete: „Bidrag till kännedomen om Skandinaviens Ectocarpeer och Tilopterider“ (Beiträge zur Kenntnis der Ectocarpen und Tilopteriden Skandinaviens). Hatte KJELLMAN geglaubt, daß er durch diese seine Abhandlung seine Stellung an der Universität befestigen würde, so sah er sich wohl anfangs recht bitter enttäuscht. Die erwähnte Abhandlung erweckte nämlich ARESCHOUGs großes Mißfallen und KJELLMAN mußte viele bittere Vorwürfe wegen Unwissenschaftlichkeit, und Mangel an Rücksichtnahme auf die Arbeiten der Vorgänger — besonders ARESCHOUGs eigene — anhören. Die Ursache für all' dieses war, daß KJELLMAN in seiner Abhandlung in bezug auf Nomenklaturfragen einen sehr radikalen Standpunkt eingenommen und vollständig mit den von ARESCHOUG befolgten Prinzipien gebrochen hatte. Schon lange hatte sich der Mangel bestimmter Regeln für die wissenschaftliche Nomenklatur fühlbar gemacht. Auf dem internationalen Botanikerkongreß in Paris 1867 wurde jedoch der erste Schritt zur Beseitigung dieses Übelstandes durch die Annahme der von ALFONS DE CANDOLLE ausgearbeiteten Regeln für die botanische Nomenklatur getan. Diese Regeln haben, wenn auch nicht allgemein angenommen, doch seitdem dem allergrößten Teil der systematischen botanischen Arbeiten bis auf unsere Tage zugrunde gelegen. Diese sog. Pariser Regeln waren es, die KJELLMAN in seiner Doktordissertation angewandt, und die ihn dazu geführt hatten, mit ARESCHOUGs eigenen Regeln zu brechen. Er hatte infolgedessen mehrere von ARESCHOUG gegebene Benennungen und Namen streichen müssen, die auf diese Weise in die Synonymenlisten verwiesen wurden. KJELLMAN erhielt indessen schließlich doch ein hohes Zeugnis und die Ernennung zum Privatdozenten der Botanik am 12. Juni 1872.

Bald genug trat ein Ereignis ein, das KJELLMANs Forschungseifer in eine neue Bahn lenkte, und das für sein ganzes Leben und seine wissenschaftliche Entwicklung entscheidend wurde. Es war das sein Zusammentreffen mit dem berühmten schwedischen Polarforscher ADOLF ERIK NORDENSKIÖLD. Hiermit verhielt es sich folgendermaßen: Im Frühling 1872 hatte KJELLMAN sich an die Kgl. Akademie der Wissenschaften zu Stockholm gewandt mit der Bitte um eine Unterstützung zur Anstellung von algologischen Studien an der schwedischen Westküste. Als diese Frage in der Akademie erörtert wurde, wandte Professor NORDENSKIÖLD ein, daß KJELLMAN ihn lieber auf der während des Sommers 1872 abgehenden Expedition nach Spitzbergen begleiten und die

Algenvegetation dieser Gegenden untersuchen sollte, anstatt nach der schwedischen Westküste zu reisen. Die Behandlung von KJELLMANs Unterstützungsgesuch wurde aufgeschoben und KJELLMAN zu NORDENSKIÖLD gerufen, der ihn sehr freundlich empfing. Nach einem Gespräch von einigen Minuten war die Sache klar, KJELLMAN sollte als Botaniker für den Sommer an der Spitzbergenexpedition 1872—73 teilnehmen. Hiermit war nun KJELLMANs arktische Forschungsarbeit eingeleitet, die dann für immer seinen Namen mit der Geschichte der schwedischen Polarforschung verknüpft hat. Von seinem Zusammentreffen mit NORDENSKIÖLD sagt KJELLMAN selbst, daß es für sein ganzes Leben entscheidend wurde. Er faßte eine große Liebe zu den arktischen Ländern und stellte sich als Lebensaufgabe, ihre Pflanzenwelt zu erforschen; er war der erste, der sich als Teilnehmer an allen den arktischen Forschungsreisen anmeldete, die später unter NORDENSKIÖLDs Leitung von Schweden ausgingen. Daß NORDENSKIÖLD auch einen in hohem Grade anspornenden Einfluß auf KJELLMANs wissenschaftliche Forschung ausgeübt hat, unterliegt keinem Zweifel, und NORDENSKIÖLD seinerseits erwarb in KJELLMAN nicht nur einen tüchtigen Gehilfen, sondern auch einen warmen Freund und dankbaren Schüler. Darüber bemerkt auch KJELLMAN selbst: „Ich habe NORDENSKIÖLDs unbeugsame Energie bewundert, sein großes Arbeitsvermögen, seine Unerschrockenheit, seinen moralischen Mut, sein Vermögen, zu entbehren und sich in schlimme Verhältnisse zu finden, sein lebendiges, nie erlahmendes Interesse für alle wissenschaftlichen Fragen; ich habe seine Rechtschaffenheit, sein kameradschaftliches Verhältnis zu seinen Begleitern, seine Hilfsbereitschaft ihnen gegenüber, seine große Freigebigkeit, sein offenes Wesen, seine feste Freundschaft lieben gelernt: er hat mir viele wertvolle Lehren gegeben zu unverdrossener Arbeit, zur Benutzung jeder Gelegenheit, Beobachtungen anzustellen, keine Schwierigkeiten zu scheuen, zunächst klar das Ziel einer Untersuchung zu erfassen und dann unbeirrt dieses Ziel zu verfolgen, die Weltgeschehnisse in ihrem Zusammenhang mit dem Vergangenen zu sehen und von der wissenschaftlichen Forschung hoch zu denken. Ich glaube das Glück zu besitzen, das Vertrauen dieses großen Mannes erworben zu haben und seine Freundschaft zu genießen.“ So schildert KJELLMAN selbst den Mann, dessen Bekanntschaft für ihn so bedeutsam wurde, und mit dessen arktischer Forschertätigkeit KJELLMANs eigene so fest verknüpft ist.

Die erste Reise nach Spitzbergen 1872 mit NORDENSKIÖLD wurde für KJELLMAN von längerer Dauer als berechnet war. Die

Expedition bestand aus den Schiffen „Polhem“, „Gladan“ und „Onkel Adam“, von denen die beiden letztgenannten im Herbste zurückkehren sollten. KJELLMAN sollte dem ursprünglichen Plane gemäß gleichfalls mit ihnen nach Schweden zurückkehren, daraus aber wurde nichts; denn infolge eines heftigen Sturmes wurden die Fahrzeuge von Eis blockiert und so die ganze Expedition, auch der Teil, der eigentlich nach der Heimat zurückkehren sollte, zu einer unfreiwilligen und abenteuerlichen Überwinterung in der Mosselbay an der nordwestlichen Küste Spitzbergens gezwungen. Diese erhielt indessen große wissenschaftliche Bedeutung, indem damals KJELLMAN seine Beobachtungen über das Pflanzenleben im Meere während der langen Polarnacht anstellte. Es zeigte sich nämlich, daß auch während des dunklen Winters, wenn ein mächtiges Eislager das Meer bedeckt, doch in der Tiefe desselben eine Pflanzenwelt von mächtigen Algenformen vorhanden ist, unter äußeren Umständen lebend, von denen man annehmen müßte, daß sie jedes reichere Pflanzenleben unmöglich machen. Bei einer Temperatur bis zu —1° und —2° C. können hier auf dem Meeresboden große Algen keimen und sich entwickeln, und trotzdem die Temperatur kaum jemals bis zum Gefrierpunkt ansteigt, werden dadurch nicht ihre Lebensäußerungen gehemmt, vielmehr entwickeln sie sich zu großartigen Pflanzenformen und können auch während des größeren Teils des Jahres ungehindert Massen von Reproduktionsorganen ausbilden. Wie äußerst gering die Lichtmenge ist, die diesen Pflanzen zuteil wird, begreift man, wenn man berücksichtigt, daß auch während eines bedeutenden Teiles der Zeit, welche die helle genannt wird, infolge von Eis- und Schneemassen nur äußerst wenig Licht zu den in den größeren Tiefen wachsenden arktischen Algen gelangen kann. Die pflanzenbiologischen Beobachtungen, die KJELLMAN während dieser seiner ersten unfreiwilligen Überwinterung machte, behalten auch dauernd ihren großen wissenschaftlichen Wert. Sie sind immer noch zu den sehr wenigen sicheren Daten zu rechnen, über die man als Ausgangspunkt für das kritische Studium der Lebensverhältnisse der arktischen Meeresalgen verfügt. Diese Beobachtungen KJELLMANs während der langen Polarnacht 1872—73 werden denn auch in fast allen größeren pflanzengeographischen und pflanzenbiologischen Hand- und Lehrbüchern zitiert.

Die Überwinterung auf Spitzbergen 1872—73 ist in schwedischer Sprache von KJELLMAN in „Svenska polar-expeditionen år 1872—73 under ledning af A. E. NORDENSKIÖLD“ ausführlich geschildert worden. Die botanischen Resultate dieser Reise finden sich von KJELLMAN in „Végétation hivernale des Algues à Mosselbay (Spitzberg) d'après les observations faites pendant l'expédition polaire suédoise en 1872—73“ [1]) sowie in zwei Abhandlungen über „Spetsbergens marina, chlorofyllförande thallophyter“, I und II.

In den Jahren 1874 und 1875 setzte KJELLMAN seine Studien der Algenflora an der schwedischen Westküste fort, welche Studien nun auch auf den Winter ausgedehnt wurden.

Im letztgenannten Jahr 1875 finden wir auch KJELLMAN wieder als Teilnehmer an einer der NORDENSKIÖLDschen Expeditionen nach dem Eismeer an Bord des norwegischen Fangschiffes „Pröven“ zusammen mit A. N. LUNDSTRÖM, HJ. THÉEL und A. STUXBERG. Von Tromsö ausgehend, passierte die Expedition Nowaja Semlja, kam glücklich in das Karische Meer hinein und drang bis zum Jenissei vor.

Während NORDENSKIÖLD mit LUNDSTRÖM und STUXBERG den Jenissei aufwärts die Rückreise zu Land über Rußland unternahm, trat die „Pröven“ unter KJELLMANs Leitung die Seereise zurück nach Tromsö an. KJELLMANs Plan war es, nun die Ostküste von Nowaja Semlja zu besuchen — die Westküste war bereits während der Hinreise besucht worden — und, wenn möglich, nördlich von der großen Doppelinsel heimzusegeln. Letzteres erwies sich wegen der Eisverhältnisse als unmöglich, vielmehr mußte die Rückreise statt dessen durch den Matotskinsund bewerkstelligt werden, nachdem jedoch zu Untersuchungen ein kürzerer Aufenthalt an der Uddebay, einer kleinen Bucht an der Ostseite, gemacht worden war.

Die Ergebnisse dieser sehr bedeutungsvollen Reise hat KJELLMAN in „Redogörelse för Prövens färd från Dicksons hamn till Norge samt för Kariska hafvets växt- och djurvärld“ („Bericht über die Reise der Pröven von Dicksonshafen nach Norwegen sowie über die Pflanzen- und Tierwelt des Karischen Meeres“), ausführlicher später in „Bidrag till kännedomen af Kariska hafvets Algvegetation“ („Beiträge zur Kenntnis der Algenvegetation des Karischen Meeres“) und „Über die Algenvegetation des Murmanschen Meeres an der Westküste von Nowaja Semlja und Wajgatsch“ veröffentlicht. In den erstgenannnten Arbeiten werden zum erstenmal sichere Beweise dafür erbracht, daß auch das Karische Meer eine Algenvegetation beherbergt, was von RUPRECHT u. a. in Zweifel gezogen worden war. Dieser um die Algologie hochverdiente Forscher hatte in einer Arbeit über die Algenflora des Ochotskischen Meeres (1848) nachgewiesen, daß das genannte Meer nicht weniger als ungefähr 30 Arten beherbergte, die ihm mit der europäischen Eismeerküste gemeinsam waren. Um diese bedeutsame Übereinstimmung zu erklären, setzte er voraus, daß ehemals eine der an letztgenannter Küste gleichartige Algenflora an den Küstenstrecken des asiatischen Eismeeres und des Beringmeeres vorhanden gewesen sei. Daß dagegen noch heute eine solche existierte, hielt RUPRECHT für höchst unwahrscheinlich; zur Zeit der Veröffentlichung seiner Arbeit (1848) waren nämlich sehr wenige Algen mit Sicherheit aus dem Teil des Eismeeres, der sich von Nowaja Semlja bis zur Beringstraße erstreckt, bekannt, und man war damals auch der Ansicht, daß die niedrige Temperatur des Meeres in Verbindung mit seinem sehr geringen Salzgehalt ein derartiges Vorkommen unmöglich machte. Durch die Expedition der „Pröven“ nach dem Karischen Meer wurde außer Zweifel gestellt, daß auch dieser Teil des Eismeeres seine Pflanzenwelt beherbergte, und es war nunmehr ja höchst wahrscheinlich, daß das gleiche auch für die übrige sibirische Eismeerküste galt. Der schwedischen Vega-Expedition 1878—80 war es vorbehalten, den Nachweis hierfür zu erbringen.

---

[1]) Comptes rendus des sciences de l'Académie des Sciences, T. 80, Paris 1875, S. 474.

Die Arbeit über die Algenvegetation an der Westküste Nowaja Semljas ist gleichfalls von hoher wissenschaftlicher Bedeutung. Hier teilte KJELLMAN — im Anschluß an seine skandinavischen Vorgänger J. G. AGARDH und A. S. ÖRSTED — die Algenvegetation in drei „Gebiete“, das litorale, sublitorale und elitorale, eine Einteilung, die dann von fast sämtlichen Algologen angenommen und mit kleineren Modifikationen befolgt worden ist. In Zusammenhang mit dieser regionären Einteilung treten uns in dieser Arbeit zum erstenmal auch allgemeinere, biologische Gesichtspunkte bei der Behandlung der Algenflora entgegen. Bisher hatte sich KJELLMAN in seinen algologischen Publikationen so gut wie ausschließlich mit nackten Artuntersuchungen beschäftigt. Nur die Winterbeobachtungen aus der Mosselbay machen hiervon eine Ausnahme. Die Reise mit der „Pröven“ bildet aber gleichsam einen Wendepunkt, und die allgemeinen wissenschaftlichen Gesichtspunkte beginnen mehr und mehr in den Vordergrund zu treten. Der wissenschaftliche Blick war erweitert, die Ausblicke größer geworden.

Daß dies wirklich der Fall war, zeigen vielleicht am besten die wissenschaftlichen Aufgaben, die ihn nun zunächst beschäftigen. In den Jahren 1876 und 1877 betrieb nämlich KJELLMAN vorzugsweise algenbiologische Arbeiten, das erstgenannte Jahr in Finnmarken in Norwegen, während NORDENSKIÖLD seine zweite Reise nach dem Jenissei machte, das andere Jahr in Bohuslän. Die Resultate veröffentlichte er in der Abhandlung „Über Algenregionen und Algenformationen im östlichen Skagerrack nebst einigen Bemerkungen über das Verhältnis der Bohuslänschen Meeresalgenvegetation zu der norwegischen“ (1878). Hier beginnt KJELLMAN das Studium der schwedischen Algenformationen, teilt Beobachtungen über die Periodizität von Algen usw. mit und führt noch weiter seine Regioneneinteilung der Algenvegetation aus, die er schon in der Arbeit über Nowaja Semlja begonnen hatte.

Im selben Jahre, in dem diese Arbeit veröffentlicht wurde, trat KJELLMAN seine letzte Polarfahrt als Teilnehmer an der Vega-Expedition 1878—80 an. Es ist hier nicht der Ort, diese in der Geschichte der schwedischen Wissenschaft so berühmte Fahrt, die erste Durchführung der Nordostpassage, zu schildern. Nur so viel sei gesagt, daß durch die Vega-Expedition KJELLMAN Gelegenheit erhielt, noch weiterhin seine algologischen Forschungen im sibirischen Eismeer zu erweitern, die ja mit so guten Resultaten schon auf der äußerlich so anspruchslosen, wissenschaftlich aber so bedeutsamen Fahrt mit dem norwegischen Fangschiff „Pröven“ begonnen worden waren. KJELLMAN kam auch auf der Reise mit der „Vega“ in die Lage, etwas, wenn auch natürlich ziemlich flüchtig, die Algenvegetation in nichtarktischen Meeren kennen zu lernen. Besonders fleißig studierte er, soweit die Zeit es erlaubte, das Beringmeer und das Japanische Meer, von wo er reiche Sammlungen wie auch von Labuan auf Borneo und von Point de Galle auf Zeylon heimbrachte. KJELLMAN machte die Reise auf der „Vega“ bis nach Neapel mit, ging von da aus über Land nach Rom, Florenz, Genua, Mailand, München, Leipzig, Berlin und Kopenhagen, wo er aufs neue an Bord stieg, um an der feierlichen Einfahrt und dem Empfang der „Vega“ in Stockholm am 24. April 1880 teilzunehmen. Die Vega-Expedition bildete den Abschluß von KJELLMANs arktischen Forschungen.

Die botanischen Beobachtungen auf der Vega-Expedition hat KJELLMAN in einer Menge Spezialabhandlungen von Beginn der 1880iger Jahre an in den „Wissenschaftlichen Ergebnissen der Vega-Expedition“[1]) veröffentlicht.

Die Ergebnisse von KJELLMANs vieljährigen eingehenden algologischen Studien in den arktischen Gegenden finden sich zusammengestellt in der groß angelegten Arbeit „Norra Ishafvets Algflora“ (Die Algenflora des nördlichen Eismeeres), gedruckt in der schwedischen Ausgabe der Wissenschaftlichen Ergebnisse der Vega-Expedition (1883), auf englisch, „The Algae of the Arctic Sea“, auch in den Abhandlungen der Schwedischen Akademie der Wissenschaften. Diese Monographie ist eine klassische Arbeit. Außer mit rein systematischer Beschreibung und Erörterung der gefundenen Arten beschäftigt sich KJELLMAN hier eingehend auch mit Fragen allgemeiner Natur, biologischen, pflanzengeographischen und entwicklungsgeschichtlichen Problemen. „The Algae of the Arctic Sea“ ist KJELLMANs größte und bedeutendste botanische Arbeit.

---

[1]) Leipzig (1882—1883), Verlag BROCKHAUS.

Im November 1883 wurde KJELLMAN zum a. o. Professor der Botanik an der Universität Uppsala ernannt.

Mit KJELLMANs Antritt der Professur in Uppsala beginnt eine neue Phase in seiner botanischen Tätigkeit. Die Wanderjahre und Forschungsreisen sind beendet, und seine wissenschaftlichen Interessen werden in teilweise neue Bahnen gezogen. In selten hohem Grade durch seine neue Lehrtätigkeit interessiert — KJELLMAN hatte ja während seiner Privatdozentenjahre wenig an dem akademischen Unterricht teilgenommen —, hat KJELLMAN, seitdem er an der Universität angestellt worden war, ganz seine Kräfte zwischen dem Unterricht und der wissenschaftlichen Bearbeitung seiner, während der langen Reisen gemachten Sammlungen und Beobachtungen geteilt.

Von algologischen Arbeiten, die während seiner Professorenzeit herausgegeben wurden, seien angeführt „Beringshafvets Algflora“ (1889) und seine Bearbeitungen der japanischen Algenvegetation. veröffentlicht in den Abhandlungen „Om Japans Laminariaceer“ (1887), „Japanska arter af släktet *Porphyra*“ (1897) und „Marina Chlorophycéer från Japan“ (1897). Außerdem plante er nun auch eine Meeresalgenflora von Skandinavien, wovon jedoch nur der erste, die Fucoideen umfassende Teil 1890 herauskam. Als Vorarbeiten für die Fortsetzung erschien „Studier öfver chlorophycésläktet *Acrosiphonia* etc.“ (1893), ferner teilte er in seinen Vorlesungen (1903) die weiteren Resultate seiner Arbeiten zu seinem „Handbuch der Meeresalgenflora Skandinaviens“ mit, das zu vollenden ihm nicht mehr vergönnt war.

Von sonstigen algologischen Arbeiten seien noch angeführt die Bearbeitung der Provinzen Phaeophyceae und Dictyotales (für ENGLER und PRANTL, Die natürlichen Pflanzenfamilien), „Zur Organographie und Systematik der Aegagropilen und „Om Floridé-släktet *Galaxaura*". Außerdem stammen aus seiner Feder eine ganze Reihe kleinerer Algenabhandlungen. Die letzten Arbeiten, die von seiner Hand vorliegen, „Om främmande Alger ilanddrifna vid Sveriges västkust" („Über fremde, an der schwedischen Westküste angetriebene Algen") und „Zur Kenntnis der marinen Algenflora von Jan Mayen", 1906 publiziert, behandeln wieder gerade die Pflanzengruppe, der er die besten Kräfte seines Lebens gewidmet hatte.

KJELLMANs wertvollste botanische Arbeiten fallen alle in das Gebiet der Algologie und genauer bestimmt in das der Meeresalgologie. Als Algologe reiht KJELLMAN seinen Namen würdig den glänzenden Namen an, die Schweden auf dem Gebiete der Algenforschung zuvor aufzuweisen gehabt hat. Aber sowohl C. A. AGARDH, der „Begründer der Algologie", als sein Sohn J. G. AGARDH waren fast ausschließlich Systematiker, für welche die Artenbestimmung und Gruppenbeschreibung fast alles war. Es dürfte dies vielleicht hauptsächlich darin seinen Grund gehabt haben, daß sie nicht die Pflanzen, die sie beschrieben, selbst sammelten und in der Natur studierten, sondern ihr Material von anderen zur Bearbeitung zugesandt erhielten. Nicht so KJELLMAN, der ja selbst auf seinen ausgedehnten Reisen die Pflanzenwelt, die er schildert, gesehen und beobachtet hat. Die Folge davon war aber, daß KJELLMAN, wenigstens wenn es sich um Eismeeralgen handelte — er hatte ja selbst den größten Teil des Eismeeres befahren — nie einseitiger Florist wurde, sondern man findet in seinen algologischen Arbeiten die Systematik stets Hand in Hand gehend mit anderen Zweigen der botanischen Wissenschaft. So liefert er genaue Beobachtungen über das Vorkommen und die Verbreitung der Algenformen, ihr Zusammenleben in Formationen, ihre Periodizität usw., d. h. KJELLMAN war als Algologe nicht nur Artbeschreiber, sondern in ebenso hohem Grade Organograph, Biologe und Pflanzengeograph. Infolgedessen darf man mit Recht behaupten, daß KJELLMAN die Wissenschaft von der Pflanzenwelt des Meeres ein gutes Stück zu einem tieferen Verständnis weitergeführt hat.

Als Systematiker hat KJELLMAN vielleicht ein offeneres Auge für die Mannigfaltigkeit als für die Einheit gehabt. Er liebte „kleine" Arten und hat viele mühsame Arbeit auf die Feststellung der Varietäten und Formen formreicher Arten verwandt. Man vergleiche z. B. in seinem „Handbuch" die Behandlung der vielen skandinavischen Formen von ***Fucus vesiculosus*** usw.! Die Systematik aber, isoliert für sich, fand in KJELLMAN keinen Bewunderer.

Während er seinen zahlreichen Formen ein so eingehendes Studium widmete, verlor er doch nie die Fragen der Verbreitung, des Vorkommens und der Wachstumsweise aus dem Auge. Stets suchte er soweit wie möglich Systematik mit Biologie und Pflanzengeographie zu verbinden.

Diese rein biologischen Gesichtspunkte KJELLMANs treten noch mehr in seinen Arbeiten über die phanerogame Pflanzenwelt hervor. Es geschah wohl eigentlich erst auf den späteren Reisen, mit der „Pröven“ und auf der Vega-Expedition, daß KJELLMAN sich eingehender mit der phanerogamen Flora beschäftigte. Eine ganze Reihe Phanerogamenstudien (systematische, pflanzengeographische und ökologische) liegen so in den Wissenschaftlichen Ergebnissen der Vega-Expedition vor, wie z. B. „Über den Pflanzenwuchs an der Nordküste Sibiriens“, „Die Phanerogamenflora der sibirischen Nordküste“ (Verzeichnis der während der Vega-Expedition an der Nordküste Sibiriens bemerkten Phanerogamen), „Phanerogamen von Nowaja Semlja, Waigatsch und Chabarowa“ (in Verbindung mit A. N. LUNDSTRÖM), „Die Phanerogamenflora von Nowaja Semlja und Waigatsch. Eine pflanzengeographische Studie“, „Die Phanerogamenflora an der asiatischen Küste der Beringstraße: Blütenpflanzen an der asiatischen Küste der Beringstraße, gesammelt auf der Vega-Expedition“ usw. Seine eingehendsten biologischen Studien über die arktische Landvegetation hat er indessen in der malerischen Schilderung veröffentlicht, die er in der Arbeit „Aus dem Leben der Polarpflanzen“ von der hochnordischen Flora geliefert hat. Er berichtet hier über die Organisation und den Entwicklungsverlauf dieser Pflanzenwelt, welche die Vorposten gegen die Eiswüste des Pols bildet, um dort einen harten Kampf um das Leben zu kämpfen und kaum während des kurzen Sommers Zeit hat aufzuleben, um auch schon wieder vom Schnee, Frost und Dunkel überrascht zu werden. Es ist aber, als wenn diese Pflanzenwelt KJELLMAN ganz besonders am Herzen gelegen hat, und seine Schilderung von dem Leben der Polarpflanzen wird bisweilen fast ergreifend. So z. B., wenn er den Herbst bei uns mit dem rasch einbrechenden in den Polarländern vergleicht (a. a. O. S. 475): „Es scheint mir, als könnte man sagen, daß über die Vegetation in unseren Gegenden im Herbste ein Zug von Ruhe, freiwilliger, erstrebter Ruhe ausgebreitet ist. Die Blätter der Pflanzen haben ihre Funktion erfüllt; sie haben die Nahrung, welche die Pflanze für ihre Entwicklung notwendig hatte, bereitet und auch einen Vorrat davon für den Bedarf bei Beginn der nächsten Vegetationsperiode beschafft; sie sind jetzt abgefallen und verwelkt, ihre Kraft war erschöpft. Die Aufgabe der Blüten ist erfüllt; die Frucht ist reif, die Samen sind oftmals schon zur Erde gefallen, die Knospen für das nächste Jahr sind gebildet. Die Pflanze ist nach vollbrachter Arbeit zur Ruhe gegangen, geschützt gegen den herannahenden Winter, und gerüstet, sobald derselbe zu Ende, ihre Lebenstätigkeit wieder aufzunehmen. Die polare Herbstvegetation unterscheidet sich hiervon in wesentlichem Grade. Friede und Ruhe ist nicht über sie ausgebreitet; sie trägt vielmehr das Gepräge der Verödung! Eine arktische Landschaft bei Einbruch des Winters gleicht am meisten einer südlichen Gegend, welche durch eine heftige Frostnacht verheert worden ist, noch ehe der Winter zu erwarten war. Viele Pflanzen sind in Schlaf versetzt worden, während sie noch in voller Entwicklung begriffen waren. Sie stehen jetzt da mit erfrorenen, lebenskräftigen Blättern, mit schwellenden Blütenknospen in den Blütenständen, mit halbgeöffneten und ganz ausgeschlagenen Blüten, mit halb oder beinahe ganz reifen Früchten. Die Ruhe ist nicht nach vorhergegangener Vorbereitung eingetreten. Während die Pflanzen in voller Tätigkeit waren, wurden sie von der erstarrenden Kälte gelähmt. Sie machen den Eindruck, als hätten sie ein Ziel zu erhaschen gesucht, als hätten sie unruhig bis in die letzte Stunde hinein gearbeitet.“

Größere Arbeiten über die phanerogame Pflanzenwelt publizierte KJELLMAN niemals, sondern die oft ziemlich eingehenden Untersuchungen — besonders die organographischen — über Phanerogamen, die er während einer langen Reihe von Jahren betrieben, hat er nur in seinem wissenschaftlichen Unterricht mitgeteilt. Einige populär-wissenschaftliche Schriften „Om Nordens vårväxter“ („Die Frühlingspflanzen des Nordens“) und „De nordiska trädens arkitektonik“ („Die Architektonik der nordischen Bäume“) bilden gleichwohl für die Nachwelt ein Zeugnis, daß sein Ideenkreis nicht nur auf die Pflanzenwelt des Meeres beschränkt war, sondern auch Probleme umfaßte, die das Leben der höheren Pflanzen betrafen. In diesen Schriften tritt KJELLMANs Vorliebe für organographische Erörterungen hervor, besonders aber auch seine spekulative Anlage. Wenn er so z. B. den Entwicklungszyklus unserer Frühlingspflanzen erklären will, nachdem er in ihrer schnellen, frühen Entwicklung ein Gegenstück zu dem hastenden Leben der Polarpflanzen während des kurzen arktischen Sommers gefunden hat, so sind es organographisch entwicklungsgeschichtliche Gründe, auf die gestützt er seine Schlüsse zieht. Die künftige Forschung wird vielleicht nicht in allem die Resultate anerkennen, zu denen

KJELLMAN in diesen Fragen gelangt ist, niemals aber wird jemand bestreiten, daß gerade dieser spekulativ-botanische Zug KJELLMANs in hohem Grade auf seine Schüler zu einem immer tieferen, verständnisvollen Eindringen in die uns umgebende Pflanzenwelt anregend gewirkt hat. Und das war es ja eben im letzten Grunde, worauf seine ganze wissenschaftliche Forschung gerichtet war.

Das Bild, das wir von Prof. KJELLMAN als Gelehrten entworfen haben, würde unvollständig sein, wollten wir nicht noch besonders bei seiner Tätigkeit als akademischer Lehrer an der Universität Uppsala verweilen. Seitdem er 1883 zum a. o. Professor der Botanik ernannt wurde, um dann von 1899 an die ordentliche Professur der Botanik und praktischen Ökonomie zu bekleiden, hat er als botanischer Lehrer einen sehr großen Einfluß auf alle die Generationen von Botanikern ausgeübt, die aus der Universität Uppsala hervorgegangen sind. Von höchstem Interesse an seiner Lehraufgabe erfüllt, strebte er danach, durch planmäßigen und methodischen Unterricht, durch Kurse und Übungen seinen Schülern eine sichere, allseitige Grundlage für eigene, selbständige Studien zu verschaffen. Die praktischen Übungen an der Universität, wie sie nun seit anderthalb Dezennien in Uppsala abgehalten werden, sind alle von KJELLMAN entworfen und ausgearbeitet worden.

Auf seine Vorlesungen verwandte er viel Arbeit und zeigte in ihnen stets eine selbständige und wohldurchdachte Auffassung der Gegenstände, die er behandelte, gleichwie er auch dabei sich eine konsequente wissenschaftliche Terminologie angelegen sein ließ. Viele von seinen Bezeichnungen, die denen, welche KJELLMANs Vorlesungen und Übungen besucht haben, wohlbekannt gewesen sind, haben seitdem vielleicht erst durch seine Schüler Eingang in die wissenschaftliche Fachliteratur gefunden.

In seinen akademischen Vorlesungen war KJELLMAN sehr vielseitig und zeichnete sich durch eine anregende Darstellungsweise aus. Besonders lehrreich waren stets seine Versuche, konsequent eine bestimmte Auffassung und Anschauung durch das ganze Pflanzenreich hindurch anzuwenden. So z. B. versuchte er in seinen während der Jahre 1893—1894 gehaltenen Vorlesungen über „Die Individuenbildung im Pflanzenreiche“ Generationswechsel innerhalb fast aller Pflanzengruppen als eine Art durchgehenden Naturgesetzes nachzuweisen. Erschienen damals vielleicht manchmal seine Erklärungen und Deutungen etwas gesucht, so muß doch gerechterweise anerkannt werden, daß, auch wenn seine Auffassung im einzelnen sich nicht immer als stichhaltig erwiesen, so doch die

Grundgedanken ziemlich richtig gewesen sind, denn überall, wo Befruchtung vorhanden ist, trifft man ja zwei Generationen an, eine mit unreduzierter und eine mit reduzierter Chromosomenzahl. Und wenn demnach in unseren Tagen das Streben besteht, für jede Pflanzengruppe festzustellen, was haploide und diploide Generation oder, um mit LOTSY zu sprechen, was x-Generation und was xx-Generation ist, so ist es vielleicht nicht unangebracht, daran zu erinnern, daß KJELLMAN (ohne eine eingehende Kenntnis von der speziellen histologischen Literatur zu besitzen) mit weitschauendem, wissenschaftlichem Blick schon zu Anfang der 90iger Jahre eine gleichartige Auffassung vertreten hat, indem er eine Gamophyten- und eine Sporophytengeneration in der Entwicklung aller Pflanzen zu finden versuchte.

Daß KJELLMANs akademische Lehrtätigkeit auch reiche Früchte getragen, davon zeugt der Aufschwung, den die botanischen Studien unter seiner Leitung an der Universität Uppsala genommen haben. Einen sichtbaren Ausdruck hiervon wie auch von der Liebe und Verehrung, die er als Lehrer genoß, bildet die Festschrift „Botaniska Studier tillägnade F. R. KJELLMAN den 4 nov. 1906“[1]), die ihm zu seinem 60jährigen Geburtstage von früheren und damaligen Schülern zugeeignet wurde.

Man kann demnach mit Fug sagen, daß in gleichem Maße fruchtbringend für die botanische Wissenschaft, wie KJELLMANs frühere arktische Forschungsreisen gewesen, auch die akademische Lehrtätigkeit des vollen Mannesalters wurde. Die Resultate der Reisen treten in seinen eigenen umfangreichen algologischen Werken hervor, die der Professorenzeit vielleicht mehr in den Arbeiten seiner Schüler.

Leider wurde KJELLMAN von einem Schlaganfall bereits Anfang 1905 getroffen, und damit war seine akademische Tätigkeit in Wirklichkeit gebrochen. Trotz der Herabsetzung seiner Körperkräfte suchte er freilich so lange wie möglich seinen Pflichten als Lehrer und Präfekt nachzukommen, aber erneute Anfälle brachen vollständig seine Widerstandskraft, und am 22. April 1907 schied er aus dem Leben. Bis zum letzten Augenblick hat er versucht, seine Stelle als Vorsteher des botanischen Instituts in Uppsala zu versehen, wo er auch buchstäblich auf seinem Posten als erster Repräsentant der Wissenschaft, die stets sein tiefstes Lebensinteresse gewesen war, fiel.

---

[1]) Botanische Studien, F. R. KJELLMAN zugeeignet. Berlin, R. Friedländer & Sohn.

Zahlreiche wissenschaftliche Auszeichnungen waren Professor KJELLMAN zuteil geworden. So war er Mitglied der Kgl. Schwedischen Akademie der Wissenschaften, der Kgl. Sozietät der Wissenschaften in Uppsala, der Kgl. Physiographischen Gesellschaft in Lund, der Kgl. Gesellschaft für Wissenschaft und Literatur in Gotenburg, korrespondierendes Mitglied der Deutschen Botanischen Gesellschaft, Mitglied der Gesellschaft der Wissenschaften in Christiania, des Botanischen Vereins in Kopenhagen, der Linnean Society in London, der Botanical Society in Edinburgh, der Société nationale des Sciences naturelles in Cherbourg und der Società Crittogamologica Italiana. Als einer der Vegaleute wurde er auch korrespondierendes Mitglied der Kgl. Schwedischen Marinegesellschaft in Karlskrona.

Außerdem erhielt KJELLMAN im Jahre 1876 von der Kgl. Akademie der Wissenschaften für seine Verdienste um die Polarexpeditionen der Jahre 1872—73 und 1875 ein Exemplar in Gold von ihrer kleineren Medaille zum Gedächtnis an Linné und im Jahre 1881 auf dem Geographenkongreß in Venedig eine goldene Medaille als Mitarbeiter NORDENSKIÖLDs bei den wissenschaftlichen Arbeiten der Vega-Expedition.

Herausgegebene Schriften.

1. Bidrag till kännedomen om Skandinaviens Ectocarpeer och Tilopterider (Beiträge zur Kenntnis der Ectocarpeen und Tilopteriden Skandinaviens). Doktordissertation. Stockholm 1872. K. L. BECKMANN, 8°, 112 S. mit 2 Tafeln.
2. Några tillägg till kännedomen om Spetsbergens plantae vasculares (Einige Nachträge zu Kenntnis der Plantae vasculares Spitzbergens).
   Öfvers. af K. Vet.-Akad. Förhandl., Jahrg. 31 (1874), Nr. 3. S. 31—42.
3. Svenska polar-expeditionen år 1872—73 under ledning af A. E. NORDENSKIÖLD (Die schwedische Polarexpedition in den Jahren 1872—73 unter Leitung von A. E. NORDENSKIÖLD). Stockholm 1875. P. A. NORSTEDT & SÖNER. 852 S.
4. Förberedande anmärkningar om algvegetationen i Mosselbay enligt iakttagelser under vinterdraggningar anställda af svenska polar-expeditionen 1872—73 (Vorläufige Bemerkungen über die Algenvegetation in der Mosselbay nach Beobachtungen bei Winterdreggungen, angestellt von der schwedischen Polarexpedition 1872—73).
   Öfvers. af K. Vet-Akad.Förhandl., Jahrg. 32 (1875), Nr. 5. S. 59—68.
5. Végétation hivernale des Algues à Mosselbay (Spitzberg.), d'après les observations faites pendant l'expédition polaire suédoise en 1872—1873.
   Comptes rendus des sciences de l'Académie des sciences. T. 80. Paris (1875). S. 474—476.

6. Végétation hivernale des Algues de Mosselbay, d'après les observations faites pendant les draguages d'hiver de l'expédition polaire suédoise en 1872—1873.
   Bull. de la Société Botanique de France. T. 22. Paris (1875), S. 93—98.
7. Om Spetsbergens marina, klorofyllförande thallophyter I. (Über die marinen chlorophyllführenden Tallophyten Spitzbergens I). 34 S. und 1 Tafel.
   Bihang zu K. Vet.-Akad. Handl., Bd. 3 (1875), Nr. 7.
8. Svenska polarfärden 1875 (Die schwedische Polarfahrt 1875). (Nicht beendigt.)
   Land och Folk, Stockholm 1876, S. 113—128; S. 233—248.
9. Redogörelse för Prövens färd från Dicksons hamn till Norge samt för Kariska hafvets växt- och djurverld (Bericht über die Reise der Pröven von Dicksonshafen nach Norwegen, sowie über die Pflanzen- und Tierwelt des Karischen Meeres). 16 S.
   Abdruck aus A. E. NORDENSKIÖLDs Bericht über eine Expedition nach der Mündung des Jenissei und nach Sibirien im Jahre 1875.
   Bihang zu K. Vet.-Akad. Handl., Bd. 4 (1877), Nr 1, S. 45—61.
10. Bidrag till kännedomen af Kariska hafvets algvegetation (Beiträge zur Kenntnis der Algenvegetation des Karischen Meeres).
    Öfvers. af K. Vet.-Akad. Förhandl., Jahrg. 34 (1877), Nr. 2, S. 3—30.
11. Om Spetsbergens marina, klorofyllförande thallophyter II (Über die marinen, chlorophyllführenden Tallophyten Spitzbergens II). 61 S. und 5 Tafeln.
    Bihang zu K. Vet.-Akad. Handl., Bd. 4 (1877), Nr. 6.
12. Über die Algenvegetation des Murmanschen Meeres an der Westküste von Nowaja Semlja und Wajgatsch. 86 S. und 1 Tafel.
    Nova Acta Reg. Soc. Scient. Ups. Ser. 3. Vol. extra ord. Uppsala 1877.
13. Über Algenregionen und Algenformationen im östlichen Skagerrack nebst einigen Bemerkungen über das Verhältnis der Bohuslänschen Meeresalgenvegetation zu der norwegischen. 36 S. und 1 Karte.
    Bihang zu K. Vet.-Akad. Handl, Bd. 5 (1878), Nr. 6.
14. Om växtligheten på Sibiriens nordkust (Über den Pflanzenwuchs an der Nordküste Sibiriens). Mit 1 Karte (Tafel XX).
    Öfvers. af K. Vet.-Akad. Förhandl., Jahrg. 36 (1879), Nr. 9, S 5—21.
15. Om algvegetationen i det Sibiriska Ishafvet. Förutgående meddelande. (Über die Algenvegetation des Sibirischen Eismeeres. Vorläufige Mitteilung).
    Öfvers. af. K. Vet.-Akad. Förhandl., Jahrg. 36 (1879), Nr. 9, S. 23—28.
16. Bidrag till kännedomen om Islands hafsalgflora (Beiträge zur Kenntnis der Meeresalgenflora Islands).
    Bot. Tidsskrift, R. 3, Bd. 3. Kopenhagen (1879), S. 77—80.
17. Über die Algenvegetation des Sibirischen Eismeeres. Vorläufige Mitteilung.
    A. E. NORDENSKIÖLD, Die wissenschaftlichen Ergebnisse der Vega-Expedition. Aut. deutsch. Ausg. F. A. BROCKHAUS, Leipzig (1882)—1883, S. 75—79[1]). Zuvor publiziert in Öfvers. af. K Vet.-Akad. Förhandl., Jahrg. 36 (1879). Vgl. Nr. 15!
18. Über den Pflanzenwuchs an der Nordküste Sibiriens (mit 1 Karte).
    Ebenda S. 80—93[1]).
    Zuvor publiziert in Öfvers. af K. Vet.-Akad. Förhandl., Jahrg. 36, (1879). Vgl. Nr. 14!

19. Die Phanerogamenflora der sibirischen Nordküste (Verzeichnis der während der Vega-Expedition an der Nordküste Sibiriens bemerkten Phanerogamen).
    Ebenda S. 94—139 1).
20. Phanerogamen von Nowaja Semlja, Wajgatsch uud Chabarova (in Verbindung mit A. N. LUNDSTRÖM). Mit Taf. II und III.
    Ebenda S. 140—156 1).
21. Die Phanerogamenflora von Nowaja Semlja und Wajgatsch. Eine pflanzengeographische Studie.
    Ebenda S. 157—187 1).
22. Über die Nutzpflanzen der Tschuktschen.
    Ebenda S. 188—205 1).
23. Om tschuktschernas hushållsväxter (Über die Nutzpflanzen der Tschuktschen).
    Ymer, Jahrg. 2. Stockholm (1882), S. 188—199. Zuvor publiziert in Vega-exp. Vetensk. iakttagelser, Bd. 1 (1882). Vgl. Nr. 23.
24. Die Phanerogamenflora an der asiatischen Küste der Beringstraße. Mit Taf. V und VI. Blütenpflanzen an der asiatischen Küste der Beringstraße, gesammelt auf der Vega-Expedition.
    F. A. BROCKHAUS, Leipzig (1882)—1883, S. 294—379 1).
25. Om japansk Trädgårdskonst (Über japanische Gartenkunst).
    Svenska Trädg.-Fören. Tidskrift. Stockholm (1882), S. 3—11.
26. Fanerogamfloran på St. Lawrence-ön (Die Phanerogamenflora auf der St. Lawrence-Insel). Mit 2 Tafeln (1 und 2).
    Vega-exp. vetensk. iakttagelser. Bd. 2. Stockholm (1883), S. 1—23.
27. Fanerogamer från Vest-eskimåernas land (Phanerogamen aus dem Lande der West-Eskimos). Mit 1 Tafel (3).
    Vega-exp. vetensk. iakttagelser. Bd. 3. Stockholm (1883). S. 25—60.
28. Norra Ishafvets algflora (Die Algenflora des nordischen Eismeeres). Mit 31 Tafeln (1—31).
    Vega-exp. vetensk. iakttagelser. Bd. 3. Stockholm (1883), S. 1—431.
29. The algae of the arctic sea. A survey of the species, together with an exposition of the general characters and the development of the flora. 352 S. und 31 Tafeln.
    K. Vet.-Akad. Handlingar. N. F. Bd. 20, Nr. 5 (1883). Übersetzung der vorhergehenden Arbeit!
30. Ur polarväxternas lif.
    A. E. NORDENSKIÖLD: Studier och forskningar föranledda af mina resor i höga Norden. Stockholm 1884, S. 461—546.
31. Aus dem Leben der Polarpflanzen.
    A. E. NORDENSKIÖLD, Studien und Forschungen, veranlaßt durch meine Reisen im hohen Norden. Leipzig 1885. S. 443—521. Übersetzung der vorhergehenden Arbeit!
32. Om Japans Laminariaceer (i förening med J. V. PETERSEN). (Über die Laminariaceen Japans [im Verein mit J. V. PETERSEN]). Mit 2 Tafeln (10 und 11).
    Vega-exp. vetensk iakttagelser. Bd. 4. Stockholm (18[85]—1887) S. 255—280.

---

1) Schwedisch auch in Vega-exp. vetenskap. iakttagelser, Bd. 1. Stockholm 1882.

33. Skandinaviska fanerogamflorans utvecklingshistoriska element efter föreläsningar vt. 1886 (Entwicklungsgeschichtliche Elemente der skandinavischen Phanerogamenflora nach Vorlesungen im Frühlingssemester 1886) in Autographie ohne Druckort und Jahr. Uppsala 1886.
34. Über das Pflanzenleben während des Winters im Meere an der Westküste von Schweden.
    Botan. Centralbl. Bd. 26 (1886), S. 126—128[1]).
    Auch in „Botaniska Sektionen af Naturvetenskapliga Studentsällskapet in Uppsala. Sitzungsberichte". Erster Jahrgang 1886, S. 9—11. Sonderdruck aus dem Botan. Centralblatt mit veränderter Seitenzählung!
35. Über Veränderlichkeit anatomischer Charaktere.
    Botan. Centralbl. Bd. 30 (1887), S. 123—124[1]).
    Auch in „Botaniska Sektionen af Naturvetenskapliga Studentsällskapet i Uppsala. Sitzungsberichte". Erster Jahrgang 1886, S. 46—47. Sonderdruck aus dem Botan. Centralblatt mit veränderter Seitenzählung!
36. Über das Vordringen der Ausläufer im Boden.
    Bot. Centralbl. Bd. 25 (1886), S. 290—291.
37. Über die durch den Sproßbau bedingte sogenannte „Wanderung" der Pyrola secunda.
    Botan. Centralbl. Bd. 30 (1887), S. 94—96[1]).
    Auch in „Botaniska Sektionen af Naturvetenskapliga Studentsällskapet i Uppsala. Sitzungsberichte". Erster Jahrgang 1886, S. 44—46. Sonderdruck aus dem Botan. Centralblatt mit veränderter Seitenzählung!
38. Om Kommandirski-öarnas fanerogamflora (Über die Phanerogamenflora der Kommandirski-Inseln).
    Vega-exp. vetensk. iakttagelser. Bd. 4. Stockholm (1887), S. 281—309.
39. Über den Bau des Sprosses bei der Fucoideenfamilie der *Chordariacaeae.*
    Botan. Centralbl. Bd. 38 (1888), S. 697.
    Auch in „Botaniska Sektionen af Naturvetenskapliga Studentsällskapet i Uppsala.. Sitzungsberichte". Dritter Jahrgang 1888, S. 1. Sonderdruck aus dem Botan. Centralblatt mit veränderter Seitenzählung!
40. Om Beringhafvets algflora (Über die Algenflora des Beringmeeres). 58 S. mit 7 Tafeln.
    K. Vet.-Akad. Handlingar. Bd. 23, Nr. 8 (1889).
    Hieraus ist der Abschnitt „Beringhafsflorans förhållande till Ochotska hafvets flora" (Verhältnis der Flora des Beringmeers zur Flora des Ochotskischen Meers), übersetzt im Botan. Centralblatt. Bd. 41. 1890.
41. Undersökning af några till slägtet *Adenocystis* Hook. fil. et Harv. hänförda alger. (Untersuchung einiger der Gattung *Adenocystis* Hook. fil. et Harv. zugewiesenen Algen). 20 S. und 1 Tafel.
    Bihang zu K. Vet.-Akad. Handl. Bd. 15 (1889) Abt. III, Nr. 1.
42. Handbok i Skandinaviens hafsalgflora (Handbuch der Meeresalgenflora Skandinaviens) I. *Fucoideae.* Stockholm 1890. Verlag OSCAR LAMM. Gedruckt in Norrköping, M. W. WALLBERG & CO. 8⁰. 103 S.
43. Über die Beziehungen der Flora des Beringmeers zu der des Ochotskischen Meeres.
    Botan. Centralblatt. Bd. 41 (1890), S. 167—170.

---

[1]) Schwedisch auch in Bot. Notiser. 1886.

Auch in „Botaniska Sektionen af Naturvetenskapliga Studentsällskapet i Uppsala. Sitzungsberichte". Dritter Jahrgang 1888, S. 23—28. Sonderdruck aus dem Botan. Centralblatt mit veränderter Seitenzählung. Der Aufsatz ist die Übersetzung eines Teiles der Abhandlung: „Om Beringshafvets algflora". Vgl. Nr. 41!

44. En för Skandinavien ny Fucoidé, *Sorocarpus uvaeformis* Pringsh. (Eine für Skandinavien neue Fucoidee, *Sorocarpus uvaeformis* Pringsh.) Bot. Notiser, 1891, S. 177.

45. *Phaeophyceae (Fucoideae).*

ENGLER und PRANTL, Die natürlichen Pflanzenfamilien. T. 1. Abt. 2. Leipzig 1891—1893, S. 176—290.

46. Um en ny organisationstyp inom slägtet *Laminaria* (Über einen neuen Organisationstypus innerhalb der Gattung *Laminaria*). 17 S. und 1 Tafel.

Bihang zu K. Vet.-Akad. Handl. Bd. 18 (1892). Abt. III, Nr. 7.

47. Studier öfver chlorophycéslägtet *Acrosiphonia* J. G. Ag. och dess skandinaviska arter (Studien über die Chorophyceengattung *Acrosiphonia* J. G. Ag. und ihre skandinavischen Arten). 114. S. und 8 Tafeln.

Bihang zu K. Vet.-Akad. Handl. Bd. 18 (1893), Abt. III, Nr. 5.

48. Om fucoidéslägtet *Myelophycus* Kjellm. (Die Fucoideengattung *Myelophycus* Kjellm.). 12 S. und 1 Tafel.

Bihang zu K. Vet.-Akad. Handl. Bd. 18 (1893), Abt. III, Nr. 9.

49. Om Nordens vårväxter. Föredrag vid doktors- och jubeldoktors promotionen i Uppsala den 31. maj 1895 (Die Frühlingspflanzen des Nordens. Vortrag bei der Doktor- und Jubeldoktorpromotion in Uppsala am 31. Mai 1895).

Föreningen Heimdals Folkskrifter, Nr. 35. Stockholm 1895. F. & G. BEIJERS Bokförlagsaktiebolag. 8°. 17 S.

50. *Dictyotales.*

ENGLER und PRANTL, Die natürlichen Pflanzenfamilien. T. 1, Abt. 2. Leipzig 1893, S. 291—297.

51. Om en *Ceramium*form från Gotland. Ett bidrag till hafsalgernas biologi (Eine *Ceramium*form aus Gotland. Ein Beitrag zur Biologie der Meeresalgen).

Öfvers. af K. Vet.-Akad. Förhandl., Jahrg. 54 (1897), Nr. 9, S. 471—492.

52. Japanska arter af slägtet *Porphyra* (Japanische Arten der Gattung *Porphyra*). 34 S. und 5 Tafeln.

Bihang zu K. Vet-Akad. Handl. Bd. 23 (1897), Abt. III, Nr. 4.

53. *Derbesia marina* från Norges nordkust (*Derbesia marina* von der Nordküste Norwegens). 21 S. und 1 Tafel.

Bihang zu K. Vet.-Akad. Handl. Bd. 23 (1897), Abt. III, Nr. 5.

54. *Blastophysa polymorpha* och *Urospora incrassata*. Två nya chlorophycéer från Sveriges vestra kust (*Blastophysa polymorpha* und *Urospora incrassata*. Zwei neue Chlorophyceen von der schwedischen Westküste). 16 S. und 1 Tafel.

Bihang zu K. Vet.-Akad. Handl. Bd. 23 (1897), Abt. III, Nr. 9.

55. Marina Chlorophycéer från Japan (Marine Clorophyceen aus Japan). 44 S. und 7 Tafeln.

Bihang zu K. Vet.-Akad. Handl. Bd. 23 (1897), Abt. III, Nr. 11.

56. Zur Organographie und Systematik der Aegagropilen. 26 S. und 4 Tafeln.
Nova Acta Reg. Soc. Scient. Ups. vol. 17. Upsala 1898.

57. Om Floridé-släktet *Galaxaura*, dess organografi och systematik (Die Florideengattung *Galaxaura*, ihre Organographie und Systematik). 109 S. und 20 Tafeln.
K. Vet.-Akad. Handlingar. Bd. 33, Nr. 1 (1900).

58. De Nordiska trädens arkitektonik (Die Architektonik der nordischen Bäume).
Nordisk Tidskrift utgifven af Letterstedtska Föreningen. Stockholm 1900, S. 261—285.

59. Om arten och omfattningen af det uppbyggande arbete, som under groningsåret utföres af svenska vårgroende, pollakantiska växter, särskildt örter (Über die Art und den Umfang der Aufbauarbeit, die während des Keimjahres von schwedischen, im Frühling keimenden, pollakanthischen Pflanzen, besondern Kräutern, ausgeführt wird).
Bot. Notiser, 1901, S. 251—260.

60. Om algvegetationen i Skelderviken och angränsande Kattegattsområde (Über die Algenvegetation in der Bucht Skelderviken und dem angrenzenden Kattegattgebiet).
Meddelanden fran K. Landtbruksstyrelsen Nr. 80. Stockholm (1902), S. 71—81.

61. De nordiska trädens arkitektonik (Die Architektonik der nordischen Bäume).
Föreningen Heimdals folksskrifter, Nr. 77, Stockholm (1902). Verlag P. A. NORSTEDT & SÖNER. 8°, 32 S.

62. Über die Meeresalgen-Vegetation von Beeren-Eiland. 6 S.
Arkiv för Botanik. Bd 1 (1903).

63. Om pollenexpositionen hos några svenska *Campanula*-arter (Über die Pollenexposition bei einigen schwedischen *Campanula*-Arten).
Bot. Notiser, 1904, S. 27—35.

64. „LINNÉ-minnen, som lefvat — och dödats“ („LINNÉ-Andenken, die gelebt haben — und getötet worden sind“).
Bot. Notiser, 1904, S. 130—132.

65. LINNÉ-minnen i Uppsala botaniska trädgård. Kritisk undersökning (LINNÉ-Andenken im Botanischen Garten zu Uppsala. Kritische Untersuchung). 33 S. und 3 Tafeln.
Arkiv för botanik. Bd. 3 (1904), Nr. 7.

66. Zur Kenntnis der marinen Algenflora von Jan Mayen. 30 S. und 3 Tafeln.
Arkiv för Botanik. Bd. 5 (1906), Nr. 14.

67. Om främmande alger ilanddrifna vid Sveriges västkust (Über fremde, an der schwedischen Westküste angetriebene Algen). 10 S.
Arkiv för Botanik. Bd. 5 (1906), Nr. 15.

Elise Schwabach.

Von

CARL HOLTERMANN.

Am 3. Oktober 1907 starb Frau ELISE SCHWABACH geb. SALOMON, auf das schmerzlichste betrauert von ihrem Gatten wie von ihren zahlreichen Freunden; denn sie war eine herzensgute und intelligente Frau. Für unsere Wissenschaft hegte sie seit frühen Jahren ein großes Interesse und suchte sie durch verschiedene Arbeiten zu fördern. Ihre Erstlingsarbeit behandelte die Vorgänge bei der Sprengung des mechanischen Ringes bei einigen Lianen. Sie wies hier nach, daß in den jungen Stämmen verschiedener Schlingpflanzen ein geschlossener Stereomring vorhanden ist; später wird dieser durch das Dickenwachstum gesprengt, gleichzeitig dringen die angrenzenden Parenchymzellen in die Lücken ein und füllen dieselben aus.

Im botanischen Institut arbeitete sie mehrere Jahre unter SCHWENDENERs Leitung; von ihren hier ausgeführten Untersuchungen handeln zwei von den Harzabscheidungen in Coniferennadeln. Sie teilte daselbst verschiedene Beobachtungen mit, welche zeigen, daß das Harz in den Epithelzellen gebildet und später in den Harzgang ausgeschieden wird. In ihrer letzten Arbeit versuchte sie die Mechanik der Coniferen-Spaltöffnungen klarzulegen; eine Aufgabe, die indes ungelöst blieb.

Frau SCHWABACH hatte auch ein warmes Herz für ihre leidenden Mitmenschen. Unter anderen suchte sie den zahlreichen heimatlosen Mädchen in Berlin zu helfen; und zum großen Teil durch ihre Initiative wurde ein Klub gegründet, in welchem hauptsächlich alleinstehende, auf den Erwerb angewiesene Frauen und Mädchen abends ein Heim fanden. Man rühmte hier ihren klaren Blick und ihr gesundes Urteil. Sie war „eminent praktisch ohne nüchtern zu sein“, wie es in einer Gedächtnisrede hieß.

Im April 1907 zeigte sich, daß Frau SCHWABACH an einer unheilbaren Krankheit litt; eine schwere Operation vermochte nur kurze Zeit ihr Leben zu verlängern. Die großen Schmerzen trug sie mit Geduld; still und ruhig wie ihr Leben war auch ihr Tod.

Frau SCHWABACHs Arbeiten sind folgende:

1. Über die Vorgänge bei der Sprengung des mechanischen Ringes bei einigen Lianen (Bot. Zentralblatt, Bd. 76).
2. Zur Kenntnis der Harzabscheidungen in Coniferennadeln (Berichte der deutschen bot. Gesellschaft, Bd. 17).
3. Bemerkungen zu den Angaben von A. TSCHIRCH über die Harzabscheidungen in Coniferennadeln (ebenda, Bd. 18).
4. Zur Entwickelung der Spaltöffnungen bei Coniferen (ebenda, Bd. 20).

Fritz Noll.

Von

M. KOERNICKE.

(Mit Bildnis.)

Am Nachmittag des 20. Juni 1908 starb unerwartet der ordentliche Professor der Botanik an der Universität Halle a. S. Dr. FRITZ NOLL. Mit tiefster Erschütterung vernahmen alle, die je auch nur in flüchtige Berührung mit dem Verstorbenen gekommen waren, die Trauerbotschaft. In der Vollkraft der Jahre, nachdem er sich kaum ein Jahr des Schaffens in seiner neuen ehrenvollen Stellung hatte erfreuen können, wurde er von dem grausamen Schicksal dahingerafft. Ein schwerer Schlag für seine Familie, Freunde und Schüler, ein herber Verlust auch für die botanische Wissenschaft, die nach NOLLs hohen Anlagen berechtigt war, noch viel von ihm zu erwarten.

FRITZ NOLL wurde in Frankfurt a. M. als ältester Sohn des angesehenen, noch jetzt im Andenken der dortigen wissenschaftlichen Kreise hochverehrten Oberlehrers für Naturkunde, Professor Dr. F. C. NOLL, am 27. August 1858 geboren. Im elterlichen Hause verlebte er eine sehr glückliche Jugend. Bei der überaus großen Liebe und Sorglichkeit der Mutter, ANNA geb. BOGLER, die hochbetagt in ihrem Heimatsort St. Goar lebt, wohin sie nach dem Verlust ihres Gatten zurückkehrte, vor allem der verständnisvollen Art, mit welcher der Vater die Erziehung der Kinder leitete, läßt sich das leicht erklären. Die Eltern ließen dem heranwachsenden Knaben weitgehende Freiheit, seinen Neigungen nachzugehen. Wir sehen den Sohn mit seinen Gespielen in Feld und Wald sich umhertummeln, wobei bald die Liebe zur Natur in ihm erwachte. Kam er von seinen Streifzügen später als vorgeschrieben nach Hause, so brauchte er keine Vorwürfe zu fürchten. Mit Sehnsucht wartete er auf die Ferien, wo es fast stets nach dem von der Natur so verschwenderisch bedachten St. Goar ging und er die sonnigsten Kindheitstage verlebte, wo sein Vater mit ihm und den beiden jüngeren Söhnen gemeinsam Wanderungen unternahm und nicht müde wurde, den Wissensdurst des Knaben zu befriedigen. In jeder Beziehung ist dieser von besonderem Einfluß auf die Entwicklung seines ältesten Sohnes gewesen.

Es muß ein prächtiger Mensch gewesen sein, der Vater unseres FRITZ NOLL, in gleicher Weise hochverehrt als bedeutender Pädagoge, wie als Mensch von wahrhaft edlem Charakter. Er hatte ein hohes Interesse für alle Naturwissenschaften, besonders die Zoologie, und hat sich ein besonderes Verdienst dadurch erworben, daß er durch außerordentlich reizvolle Aufsätze, durch fesselnde Vorträge den Sinn für die Schönheit der Natur bei seinen Mitbürgern förderte.

So ist es nicht zu verwundern, daß der Sohn, als er Ostern 1878 das Realgymnasium „Musterschule“ in Frankfurt absolviert hatte, sich dem Studium der Naturwissenschaften, zunächst vornehmlich der Zoologie, zuwandte. Aber schon in seinem ersten Semester vollzog er eine Schwenkung nach der Botanik, hingerissen durch die Vorlesungen des genialen SACHS, dem er damals schon nähertrat und dessen begeisterter Schüler er in der Folge wurde. Auch SACHS lernte den jungen NOLL, der ihm bald durch seine scharfe Beobachtungsgabe auffiel, außerordentlich schätzen und schenkte ihm, dem Überglücklichen, sein ganzes Vertrauen. Nach drei Semestern siedelte NOLL nach Marburg über, um sich an der Universität seiner Heimatprovinz auf das Oberlehrer-Examen vorzubereiten, das er im Juli 1882 mit einem Zeugnis ersten Grades bestand. Wie vielseitig die naturwissenschaftlichen Kenntnisse waren, die sich NOLL während seiner Studienzeit erworben hatte, geht aus diesem Zeugnis hervor, nach welchem dem Prüfling die Lehrbefähigung in Chemie, Botanik, Zoologie und Mineralogie für alle Klassen, die für Physik, Mathematik und Geographie für die mittleren Klassen erteilt wurde. Daß trotz der Arbeitsfülle, die er zu bewältigen hatte, um ein derartig erfolgreiches Examen zu bestehen, der junge NOLL doch Zeit zu reger Teilnahme am studentischen Leben fand, beweisen die vielen lustigen Geschichten, die er mit so viel Humor aus seiner Studentenzeit zu erzählen wußte.

beweist auch der Umstand, daß NOLL in Marburg mehrere Semester lang mit Umsicht den Vorsitz der gesamten Studentenschaft führte. Hierbei machte er sich vor allem durch Gründung eines Wohnungsausschusses um das Allgemeinwohl seiner Kommilitonen verdient und wirkte speziell fördernd für die jungen Studierenden der Naturwissenschaften, indem er einen naturwissenschaftlichen Verein ins Leben rief, der durch das von den Professoren ihm entgegengebrachte Wohlwollen bald ein Mittelpunkt naturwissenschaftlichen Geisteslebens dort wurde.

Im Oktober desselben Jahres (1882) finden wir NOLL in Heidelberg, wo er die Assistentenstelle am botanischen Institut bei PFITZER angenommen hatte. Er promovierte im Dezember in Marburg mit der ihm von WIGAND gegebenen botanischen Staatsexamensarbeit „Entwicklungsgeschichte der *Veronica*-Blüte“ (1)[1]. Gern dachte NOLL an seine Heidelberger Zeit zurück, wo er unter der Leitung des als Mensch, wie als Wissenschaftler gleich vortrefflichen PFITZER, der ihm in liebenswürdigster Weise entgegenkam, sein Wissen auf allen Gebieten der Botanik bedeutend erweitern konnte.

Dann folgte NOLL einer Aufforderung der Senckenbergischen naturforschenden Gesellschaft in Frankfurt a. M., um Herbst und Winter 1886/87 in der zoologischen Station zu Neapel physiologische Untersuchungen an Meeresalgen vorzunehmen. Ein Semester blieb er dann noch in Heidelberg, ging darauf nach Würzburg als Assistent seines verehrten Lehrers SACHS, der schon ein Jahr vorher ihn für die gleiche Stellung in Aussicht genommen hatte, habilitierte sich dort im November mit seinen bekannten wertvollen experimentellen Untersuchungen über das Wachstum der Zellmembran (3), einer Frucht seines Neapeler Aufenthalts. Es war für den jungen NOLL eine glückliche, an Anregungen durch den ständigen Gedankenaustausch mit seinem geliebten Lehrer überreiche Zeit, die nun folgte[2]) und nur mit tiefem Kummer im Herzen verließ NOLL Herbst 1889, anläßlich der unheilbaren Erkrankung von SACHS, um einem schweren Widerstreit der Pflichten gegen seinen Lehrer und Chef einerseits und der Fakultät andererseits auszuweichen, der hier nicht näher erörtert werden soll, bei dessen Lösung aber NOLL jenes außerordentlich zarte Taktgefühl bewies, das einen Grundzug seines Wesens ausmachte, die Würzburger Universität, um einer wiederholten Einladung STRASBURGERs zu folgen und als dessen Assistent und zugleich als Privatdozent nach Bonn überzusiedeln. Er folgte dieser Einladung um so lieber, als sich ihm so Gelegenheit bot, nach den speziell systematischen Studien unter WIGAND, den morphologischen unter PFITZER, den physiologischen unter SACHS die mikroskopische Technik unter ihrem anerkannten Meister gründlich kennen zu lernen.

---

[1] Die eingeklammerten Zahlen und Buchstaben bezeichnen die Stellen, an welchen die betreffenden Arbeiten in dem am Schlusse beigegebenen Verzeichnis der Schriften NOLLs zu finden sind.

[2] Vgl. dazu den schönen Nachruf (22), den NOLL seinem geliebten Lehrer widmete.

Im Frühjahr 1890 verheiratete er sich mit JULIE REUSCH vom Gut Rheinfels bei St. Goar, mit der er in überaus harmonischer, kindergesegneter Ehe lebte.

Herbst 1894 erhielt er den Auftrag, die Vorlesungen meines Vaters, FR. KOERNICKE, über Anatomie und Physiologie der Pflanzen an der Kgl. Landwirtschaftlichen Akademie in Bonn-Poppelsdorf zu übernehmen; vom Herbst 1896 an leitete er auch die zuletzt von dem damals nach Darmstadt berufenen H. SCHENCK vertretungsweise abgehaltenen physiologischen und mikroskopischen Übungen an derselben Anstalt, legte seine Assistentur am botanischen Institut der Universität nieder, behielt aber die Vorlesungen an der Universität bei.

Am 1. April 1898 erfolgte seine Ernennung zum etatmäßigen Professor der Botanik und Vorsteher des botanischen Instituts an der Akademie als Nachfolger meines Vaters und kurz darauf die Ernennung zum a. o. Professor an der Universität, nachdem ihm schon ein Jahr vorher der Titel Professor verliehen worden war. Fast 10 Jahre konnte er dann an der Stelle, an welcher mehr als drei Jahrzehnte vorher sein geliebter Lehrer SACHS gewirkt hatte, in hochherzigster Weise in seinen Arbeiten unterstützt und in reichstem Maße gefördert durch das Landwirtschaftsministerium, insbesondere durch das Entgegenkommen des derzeitigen Ministerialdirektors Dr. H. THIEL, der die wertvolle Kraft NOLLs richtig erkannte, eine fruchtbare Tätigkeit entwickeln und nur schweren Herzens verließ er die ihm lieb gewordene Arbeitsstätte, um einem im Sommer 1907 an ihn ergangenen Ruf zu folgen und als Nachfolger von G. KLEBS die ordentliche Professur für Botanik und das Direktorat des botanischen Instituts an der Universität Halle zu übernehmen. Da, auf der Höhe des Lebens angelangt, kaum im neuen Wirkungskreis eingelebt, riß ihn nach kurzer, anscheinend mit einer Fischvergiftung zusammenhängenden Krankheit der unerbittliche Tod hinweg. Welch tieftragisches Geschick: Ein hochbegabter, arbeitsfreudiger Mensch mußte scheiden vor der Zeit in der Blüte seiner Jahre, ohne die Ernte seines Lebens voll eingebracht zu haben! Und viel durfte die Wissenschaft noch von ihm erhoffen, der schon durch so zahlreiche treffliche Arbeiten ihren Bau gefördert hatte, daß man in der botanischen Literatur jeden Augenblick auf seinen Namen trifft, von ihm, der bei jeder Unterhaltung einen wahrhaft verblüffenden Reichtum an originellen Ideen offenbarte.

Hier im Rahmen dieses Nachrufs die botanische Lebensarbeit NOLLs in ihrem ganzen Umfang zu würdigen, ist nicht möglich, steht mir auch nicht in dem Maße zu, wie etwa denjenigen Fachgenossen, deren Tätigkeit spezieller nach der physiologischen Seite gerichtet ist, als es bei mir bisher der Fall war. Denn wenn auch NOLL auf fast allen Gebieten der Botanik sich erfolgreich betätigt hat, seine Bedeutung liegt auf dem der Pflanzenphysiologie, für das er durch seinen Lehrer SACHS als junger Student schon begeistert und gewonnen worden war und das er nach den verschiedensten Seiten hin bearbeitete, wie ein Blick auf die zum Schluß gegebene Übersicht der NOLLschen Publikationen zeigt. Deutlich kann man bei diesen Arbeiten den großen Einfluß erkennen, den der Würzburger Meister auch auf die Art und Weise des Arbeitens seines Schülers gehabt hat. Charakteristisch für NOLL war es, daß er bei der Wahl seiner Themata sich mit Vorliebe Fragen zuwendete und auch mündlich gerne solche diskutierte, deren Lösung auf besonders große Schwierigkeiten stieß, wie einer Anzahl reizphysiologischer Aufgaben, ferner dem Problem des Saftsteigens, dem Geheimnis des *Cytisus Adami*, der Geschlechtsbestimmung, um nur einige zu nennen. Immer erfreuten einen dabei die Klarheit, mit welcher er die Fragestellung formulierte und mit welcher er die verwickeltsten Verhältnisse behandelte, so daß auch der Fernerstehende bald über den Stand des jeweiligen Problems orientiert war.

Zunächst wirkte bei der Wahl des Gegenstandes seiner Arbeiten und auch späterhin noch vielfach bestimmend der Aufenthalt an der zoologischen Station in Neapel. Hier stellte er die eigenartigen Kulturversuche mit *Siphoneen* an, welche in seiner bekannten Habilitationsschrift (3) bei der Lösung der Frage nach dem Wachstum der Zellmembran Verwertung fanden. Zur Zeit der Entstehung dieser Arbeit standen sich die auf unbefangener Betrachtung der dahingehörigen Erscheinungen begründete Annahme eines Appositionswachstums und die besonders von NÄGELI verfochtene Intussuszeptionstheorie feindlich gegenüber. NOLL suchte nun auf dem Wege des Experiments die Frage zu lösen, indem er bei bestimmten Meeresalgen (besonders den *Siphoneen*

Caulerpa, *Derbesia* und *Bryopsis*) die alten Membranteile der in Kultur befindlichen Pflanzen durch ein ingeniöses Verfahren mit Berliner Blau färbte, so daß die neu hinzukommenden, farblos bleibenden Membranbildungen von ihnen deutlich unterschieden werden konnten. Es ergab sich aus diesen Versuchen einwandfrei, daß hier das Dickenwachstum der Membran durch Apposition geschieht.

Noch manche andere Arbeit läßt ihren Ursprung auf die für den jungen NOLL so anregungsreiche Zeit in Neapel zurückverfolgen. Dieselben das Innere der *Caulerpen* durchsetzenden Zellstoffäden z. B., die neben anderem ein für die genannten Experimente zur Klärung der Frage nach dem Wachstum der Zellmembran willkommenes Material geliefert hatten, prüfte NOLL auch auf ihre Funktion (27) und fand, daß sie für die *Caulerpen* neben der Aufgabe der inneren Festigung noch die der Stoffleitung zu erfüllen haben, die durch das Plasma hindurch sich viel schwieriger vollziehe. — Auch jene theoretisch hochinteressante Arbeit „Über den Einfluß der Lage auf die morphologische Ausbildung einiger *Siphoneen*“ (51) stellt eine Frucht des Neapeler Aufenthalts dar. In ihr berichtet NOLL über Veränderungen, welche bestimmte Schlauchalgen in der Ausbildung ihrer Organe zeigen, wenn ihr normales Verhältnis der Schwerkraft und dem Licht gegenüber gestört wurde. So gelang es ihm bei *Bryopsis muscosa* durch Kultivieren der polar ausgebildeten Achse in umgekehrter Stellung, die bisherige Polarität umzukehren. Die weiterwachsenden Sproßspitzen und benachbarten Blattfiederchen einer Anzahl Versuchspflänzchen zeigten sich in Wurzelschläuche umgewandelt und waren in den Sand eingedrungen, während an dem nach oben gerichteten Wurzelteil hier und da Laubsproßentwicklung eingetreten war. Weitere an abgeschnittenen *Caulerpa* Blättern und -Rhizomen angestellte Versuche wiesen auf den großen Einfluß des Lichts, auf den Ort der Regeneration und die Art der Neubildungen hin. Namentlich die Versuche an Rhizomen von Pflänzchen, deren Blätter und Wurzeln sämtlich entfernt und die in normaler oder inverser Lage weiter kultiviert worden waren, ließen den bestimmenden Einfluß des Lichts in auffälliger Weise erkennen, indem bei den invers auf den Seesand gelegten Rhizomen zwischen den alten Wurzelstummeln neue Blatt- und Rhizomsprosse, auf der entgegengesetzten Seite in Berührung mit dem Sande aber normale Wurzeln gebildet wurden. NOLL wies, auf diese Versuchsergebnisse gestützt, auf die große Bedeutung der reizbaren Hautschicht des Plasmas hin, deren molekularer Aufbau sich von der Richtung und Stärke der äußeren Einflüsse abhängig zeige.

Was die Polarität angehe, so sei diese, wie die Versuchsresultate ergäben, bei den im System niedrig stehenden *Siphoneen* leicht umkehrbar, doch sei nicht von jeder beliebigen Pflanze im beliebigen Moment eine Umkehr der Polarität zu erwarten, die im Laufe von Tausenden von Jahren ziemlich stabil geworden sei.

Die Ausarbeitung und Veröffentlichung dieser und anderer Neapeler Arbeiten erfolgte während der Würzburger Zeit 1887 bis 1889, wo NOLL in ungestörter Schaffensfreude eine ganz außerordentliche Produktivität entwickelte. Aber wie die ästhetischen Eindrücke des Neapeler Aufenthalts bis zuletzt in NOLL nachwirkten, so auch die wissenschaftlichen Anregungen, die er beim Studium der Meeresalgen in der vortrefflich eingerichteten zoologischen Station empfing. Die dort gewonnene Kenntnis der Organisation der *Siphoneen* führte ihn u. a. zu den Pfropf- und Verwachsungsversuchen an diesen Algen (58), die er an diesem plastischen Material zum Zweck einer vegetativen Bastardierung unternahm und zwar an Pflanzen, die er im Zimmer-Seewasseraquarium unter geeigneten, in einer anderen Arbeit (29) ausführlicher geschilderten Maßnahmen in Bonn 1897 kultivierte. Wenn auch eine dauernde Vereinigung und Verwachsung zwischen den verschiedensten Gattungen gelang, so kam doch niemals eine wirkliche Verschmelzung und Mischung der beiden Plasmakörper und ihrer morphologischen und physiologischen Charaktere zustande. Im Jahre 1903 waren es wieder Versuche an der als Experimentier-Objekt ihm schon in Neapel lieb gewordenen *Bryopsis*, welche die Grundlage zu einem Teile seiner interessanten „Beobachtungen und Betrachtungen über embryonale Substanz“ (2) verschafften. Wie seinerzeit in Neapel, konnte er auch in Bonn konstatieren, daß die „embryonale“ Plasmaansammlung am Stammscheitel nicht in Ruhe verharrte, sondern wie das anschließende Plasma sich weiter bewegte; daß ferner bei der Anlage von neuen Vegetationspunkten die Vorstülpung sich schon bildet, bevor die Plasmaansammlung vom alten Vegetationspunkt herübergewandert ist. Diese und ähnliche Beobachtungen, ferner neben anderen Erwägungen die, daß die Rhythmik der Gestaltungsprozesse und die Reaktion gegen äußere Reize gebieterisch eine Permanenz der rhythmisch sich ändernden oder nach einer gewissen Induktionsdauer lokal in bestimmtem Sinne reagierenden substantiellen Grundlage fordern, wie sie die samt ihren Kernen wandernde Plasmamasse nicht bietet, weiter diejenige, daß die nicht lebende Membran für morphogene Tätigkeit direkt nicht in Betracht kommen kann, sondern ein lebendes, die unumgängliche Forderung an örtliche

Persistenz erfüllendes Gebilde, alles das führte NOLL zum Schluß, daß die ruhende Hautschicht im eigentlichen Sinne als embryonale Substanz anzusehen sei. „Ihr allein nur kann die entscheidende Rolle in den Gestaltungsvorgängen am Vegetationspunkt zufallen; das gegebenenfalls stetig wechselnde embryonale Körnerplasma kann nur unter ihrer Führung sich an der morphologischen Tätigkeit beteiligen, es kann ihm also nur eine sekundäre Rolle, eine gewisse Hilfeleistung in dem gestaltenden Geschehen zukommen. Ähnlich hatte sich NOLL schon ausgesprochen in seinem Aufsatz über „Die Wirkungsweise von Schwerkraft und Licht auf die Gestaltung der Pflanze“ (60), ferner in seinem anregungsvollen, beim Jahresfest 1896 der Senckenbergischen Naturforschenden Gesellschaft gehaltenen Vortrag über „Das Sinnesleben der Pflanzen“ (63), in dem er die Hautschicht als das Gebilde kennzeichnet, welches die Richtungsreize empfängt und die Gestaltungsreize vermittelt, die also physiologisch als „Hautsinnesschicht“ wirkt.

In die Würzburger Zeit fällt auch die hübsche, durch populärnaturwissenschaftliche Aufsätze weiter bekannte Arbeit über „das Leuchten der *Schistostega osmundacea*“ (32), in der NOLL eine eingehende optische Erklärung dieses eigentümlichen Vorganges gibt. Es erschien damals auch jene Abhandlung „Über die normale Stellung zygomorpher Blüten und ihre Orientierungsbewegung zur Erreichung derselben“ (37), welche die bekannte Kritik SCHWENDENERs und KRABBEs veranlaßte. NOLL hatte gezeigt, daß die bis dahin gemachten Versuche, die Orientierungstorsionen zu erklären, welche eine eigenartige Polarität der Zellhäute, oder ein einseitiges Übergewicht oder aber eine bestimmte Verteilung mechanisch resistenter Gewebe als Ursache angenommen hatten, mit dem tatsächlichen Verhalten dorsiventraler Blüten nicht in Übereinstimmung zu bringen waren. Zahlreiche Versuche mit dorsiventralen Blüten zeigten vielmehr, daß es aktive Bewegungen, wie sie beim Geotropismus im allgemeinen auftreten, sind, die zur Normalstellung dieser Blüten führen. Der Schwerkraftreiz wirkt bei den zygomorphen Blüten, solange sie sich nicht in der Normalstellung befinden, dergestalt ein, daß die Dorsalseite durch die ausgelösten Bewegungen wieder wenigstens streckenweise nach oben gelangt. Bei vielen Pflanzen sind die Orientierungsbewegungen mit der Gewinnung der normalen Stellung zur Gravitationsrichtung zum natürlichen Abschluß gebracht, bei anderen treten jedoch weitere Orientierungsbewegungen durch die bestimmte Stellungnahme der Blüte zum Licht oder zu der eigenen Mutterachse (Exotropismus) hinzu. Während nach NOLL die Torsionen da, wo sie auftreten, auf die Kombination dieser beiden Richtungsbewegungen zurückgeführt werden müssen, nahmen SCHWENDENER und KRABBE an, daß sie durch eine eigenartige Einwirkung der Schwerkraft auf die dorsiventralen Organe entstehen, durch den „Geotortismus". Demgegenüber verfocht NOLL dann in nachdrücklichster Weise seinen Standpunkt (41).

Reizphysiologische Fragen waren es auch, die NOLL in Bonn zunächst besonders beschäftigten. Da erschien u. a. seine geistvolle, in ihren Ausführungen mannigfach (besonders von PFEFFER und CZAPEK) umstrittene Abhandlnng „Über heterogene Induktion" (61). Im Gegensatz zu „isogener" Induktion, dem Fall, in welchem eine einzelne bekannte Reizursache zur Einleitung (Induktion) der ganzen vollen Reizwirkung genügt, wie z. B. bei den autonyktitropischen Pflanzenorganen, faßt NOLL unter der Bezeichnung „heterogene" Induktion diejenigen, augenscheinlich selteneren Reizvorgänge zusammen, bei welchen zwei verschieden geartete Reizursachen an der schließlichen Reizwirkung sich beteiligen. „So geschieht es u. a. bei den geonyktitropischen Pflanzen, wo das Licht als erste Reizursache den Vorgang einleitet und es veranlaßt, daß eine neue, fremdartige Reizursache, die Gravitation, ihrerseits die sichtbare Reizwirkung zur Ausführung bringt." NOLL sucht die Wirkung der Schwerkraft auf die Pflanze durch die Annahme bestimmt orientierter „Reizfelder" zu veranschaulichen und gibt u. a. ein Schema für die Verteilung derartiger Reizfelder bei windenden Pflanzen, das sich bei seinen späteren interessanten Versuchen über das Winden der Schlingpflanzen, in deren Verlauf es ihm gelang, Linkswinder in Rechtswinder zu verwandeln (45), als richtig und brauchbar herausstellte.

Es führte zu weit, würden wir auch nur die reizphysiologischen Untersuchungen NOLLs aus seiner fast 20jährigen Bonner Zeit hier würdigen. Es sei nur noch hervorgehoben, daß NOLL sich in hervorragender Weise auch weiterhin am Ausbau unserer Kenntnisse über den Geotropismus (44, 46, 65) beteiligte. Auch die Versuche und Beobachtungen NOLLs an den Wurzelsystemen gehören hierher, die ihn zur Annahme eines Exotropismus (Außenwendigkeit) bei den Seitenwurzeln, ferner der Morphästhesie (des Empfindungsvermögens für Form und Lage des eigenen Körpers) (53, 54), dann zur Feststellung der Tatsache führten, daß an gekrümmten Wurzelstrecken die Seitenwurzeln einseitig auf der Konvexflanke angelegt werden, ein Verhalten, das von hervorragender Bedeutung für die Ernährung wie für die Festigung der Pflanze im Boden ist (Spannungsfestigkeit). (36, 55.) Schließlich berichtete NOLL in einer noch kurz vor seinem Tode im Druck fertiggestellten Mitteilung über Beobachtungen an dem Wurzelsystem der *Dikotylen* (56), die ihn über die Unhaltbarkeit des bisher geltenden Dogmas von der akropetalen Entstehung der Wurzelverzweigungen in seiner allgemeinen Fassung belehrten. Das bis dato den *Monokotylen* allein zugesprochene adventive Wurzelsystem kann auch bei *Dikotylen* auftreten, sobald durch ein Mißverhältnis zwischen der Erstarkung der oberirdischen Teile und der des primären Wurzelsystems sich das Bedürfnis dazu einstellt.

Von Interesse sind ferner die Kulturversuche NOLLs mit bestimmten Gurken, durch die es ihm gelang, den strikten Nachweis zu führen, daß bei diesen Objekten die Bildung vollkommener, aber samenloser Früchte ohne vorangegangene Bestäubung möglich ist, ein Vorgang, den er mit dem Namen „Parthenokarpie“ (Jungfernfrüchtigkeit) belegte, dessen Vorkommen bei weiteren Kulturpflanzen übrigens unterdes auch von anderer Seite festgestellt wurde (48).

In den letzten Jahren beschäftigte sich NOLL intensiv mit dem noch immer ungelöst gebliebenen Rätsel der Herkunft des *Laburnum Adami* Post. (*Cytisus Adami hort.*) (59.) Wie bei den *Mespilus-Crataegus*-Mischlingen, die er nach eingehendstem Studium als Pfropfbastarde anspricht, vermutet NOLL auch bei *Laburnum Adami* eher eine Entstehung auf vegetativem, als auf sexuellem Wege. Noch eine seiner letzten Arbeiten (49) behandelte dies schwierige Problem. — Ebenfalls verdanken wir der letzten Lebenszeit NOLLs einen Bericht über seine drei Jahre lang fortgesetzten Versuche, betreffend die Bestimmung des Geschlechts bei diöcischen Pflanzen (50), der einen eminenten Fortschritt auf diesem Gebiet bedeutet und dadurch an Bedeutung gewinnt, daß unterdes unabhängig davon CORRENS an anderem Versuchsobjekt zum gleichen Ergebnis gelangte. Es ließ sich bei diesen Versuchen feststellen, daß das Geschlecht der Nachkommen vom Vater bestimmt wird, indem dieser zweierlei männliche Geschlechtszellen erzeugt, wobei die Wahrscheinlichkeit zur Annahme vorliegt, „daß die männliche Tendenz in den väterlichen Geschlechtszellen verschieden stark zum Ausdruck kommt. In einem Teil der väterlichen Geschlechtszellen prävaliert die männliche Tendenz über die weibliche der Eizelle derart, daß der Nachkomme männlich wird; in dem anderen Teil unterliegt die männliche Tendenz gegenüber der weiblichen in der Eizelle mit dem Erfolg, daß der Nachkomme weiblich wird“.

So manche auf physiologischem Gebiet liegende wertvolle Arbeit NOLLs wäre hier noch anzuführen; doch ich muß mich beschränken, damit eine bestimmte, für die Art des NOLLschen

Schaffens charakteristische Arbeitsrichtung noch zu ihrem Recht komme. Neben solchen, unsere Kenntnisse in der pflanzlichen Histologie (B), Morphologie (C), Systematik (D), Pflanzengeographie (E), Ökologie (F), Mikrotechnik (H) fördernden Abhandlungen, welche die Vielseitigkeit NOLLs auf dem Gebiet unserer Wissenschaft uns vor Augen führen, waren es Arbeiten mit mehr praktischer Tendenz, denen er sich mit Vorliebe zuwandte. Es trieb ihn dazu ein aufs Praktische gerichteter Sinn, der von früh an außerordentlich stark in ihm entwickelt war. Schon als junger Assistent in Heidelberg erfand er ein Modell zur Veranschaulichung des sekundären Dickenwachstums (66), dessen hoher Wert als Hilfsmittel bei entsprechenden Vorlesungen allgemein anerkannt wurde. Er konstruierte u. a. jenen in populärwissenschaftlichen Werken so oft reproduzierten Kasten zur Demonstration des positiven Heliotropismus der Fruchtträger von *Pilobolus crystallinus*, die nach einer kreisrund umgrenzten, verglasten Lichtquelle hin ihre klebrigen Sporangien schleudern und auf diese Weise selbst die Richtung registrieren, welche das Ende des positiv heliotropischen Trägers zum Licht eingenommen hatte (68). — Er prüfte die Verwendung des Stroboskops (67) und der Talbotypie (69) für Demonstrationszwecke. Auch in einer Anzahl in der „Flora“ erschienenen Laboratoriumsnotizen (70) zeigt sich der eminent praktische Sinn NOLLs, der sich späterhin, als NOLL an der Landwirtschaftlichen Akademie Bonn-Poppelsdorf sein eigenes Reich erhielt, in hervorragendster Weise bei der Schöpfung eines physiologischen Zwecken dienenden Versuchshauses offenbarte. Hier feierte der praktische Sinn NOLLs seine größten Triumphe. Das für seine Aufgabe geradezu ideale Haus sucht in findiger Raumeinteilung und -ausnutzung, in zweckentsprechender Ausstattung seinesgleichen und ist schon verschiedentlich bei ähnlichen Neuanlagen vorbildlich geworden.

Wie wertvoll gerade eine solche Kraft für eine landwirtschaftliche Hochschule war, läßt sich schon aus diesen Angaben ermessen; die ökonomisch-botanische Wirksamkeit NOLLs weist zudem darauf hin. Auf seine Anregung beschäftigte sich sein leider zu früh verstorbener, hochbegabter Assistent G. VON DER CRONE mit Untersuchungen über die Wirkung der Phosphorsäure auf die höheren Pflanzen (30) und komponierte eine neue verbesserte Nährlösung, in welcher die bis dahin zur Anwendung gekommenen, hier und da mit Vergiftungserscheinungen verknüpften löslichen Phosphate und Eisensalze durch schwer lösliche Eisen- und Phosphorverbindungen ersetzt wurden. Die vergleichenden Kulturversuche auf ebenen und gewellten Böden von gleicher

Grundfläche (25), welche die Steigerung des Ertrags auf letzterem im Gegensatz zu ersterem demonstrierten, die Anregungen, welche NOLL zur Anzucht früh blühender Reben gab (26) und die für unseren Weinbau vielleicht noch von hohem Nutzen sein werden, die Beobachtungen über frostharte Knospenvariationen (57), ferner die noch zuletzt publizierten, vom Forstpraktikanten BERNBECK in einer Dissertation weiter ausgeführten experimentellen Untersuchungen über Windbeschädigungen an Pflanzen (20) wären hier zu nennen. Es sei noch erwähnt, daß NOLL, vom Landwirtschaftsministerium dazu aufgefordert, sich auch mit der Frage nach der Wirkung der Elektrizität auf das Pflanzenwachstum beschäftigte, um sichere Grundlagen für eine eventuell einzuführende Elektrokultur zu gewinnen. Auch übernahm NOLL das Studium der rätselhaften Reisigkrankheit der Weinreben, Arbeiten, die bisher nicht zu befriedigendem Abschluß gebracht werden konnten. Bei anderen Gelegenheiten, wie z. B. bei der Düsseldorfer Gartenbau-Ausstellung, für die ihm das Dezernat über die wissenschaftlich-botanische Abteilung übertragen wurde, kam seine praktische Veranlagung ebenfalls zu voller Geltung.

Man kann sich leicht vorstellen, wie anregend ein so vielseitiger und dabei mit solch praktischem Blick begabter Mann auch als Lehrer wirken mußte. Mit welch meisterhafter Art, wie pädagogisch geschickt verstand er es, selbst die schwierigsten Gegenstände durch geeignet gewählte charakteristische Vergleiche und instruktives Demonstrationsmaterial auch für den Laienverstand klar und durchsichtig zu behandeln. Dabei unterstützte ihn ein außerordentlich hoch entwickeltes Zeichentalent, das er in sehr zweckentsprechender Weise zur Erläuterung seines Vortrags verwendete. Es war ein hoher Genuß, ihn sprechen zu hören, und wir können seinem Vater nicht genug danken, daß er schon dem jungen Studenten zu kleinen freien Vorträgen in der „Käferschachtel“, einem naturwissenschaftlichen Verein Frankfurts, veranlaßte, so daß schon früh die Scheu, öffentlich zu sprechen, sich verlor und bald jene Meisterschaft sich ausbildete, jene Klarheit des Inhalts und der Form seiner Vorträge erreicht wurde, welche ihn weiterhin zu einem der beliebtesten Hochschullehrer machte. Mit welcher Freude und Genugtuung sprach NOLL auch in späteren Jahren noch von seinem ersten Debut an der Universität, als er, noch Assistent in Heidelberg, durch Abhalten eines Repetitoriums sich lehrend betätigen konnte. Und NOLL war mit Begeisterung Lehrer und faßte seine Aufgabe als Dozent hoch auf. Die herzlichste Freude sprach aus ihm, wenn er sah, daß bei seinen

Studenten die im Kolleg besprochenen Fragen und gegebenen Anregungen nachwirkten. Sein Sprechzimmer war zuzeiten überfüllt von Studierenden, die noch in dieser oder jener Frage von ihm nähere Auskunft erbaten. Sie waren sicher, daß sie bei ihm immer ein williges Ohr fanden und nie leer ausgingen. So kann es nicht wundernehmen, daß sich um ihn bald zahlreiche Schüler scharten, die unter seiner Leitung arbeiteten, und eine für die relativ kurze Zeit seines selbständigen Wirkens beträchtliche Zahl von Doktoren aus seinem Institut hervorging. Aus seiner wunderbaren Lehrbefähigung läßt sich auch der Erfolg erklären, den die von ihm verfaßte „Physiologie" des Bonner Lehrbuchs (71) fand. Nur ein Mensch mit den NOLL eigentümlichen Lehrgaben konnte eine in Form und Inhalt so vortreffliche Leistung schaffen, die trotz der notwendigen Beschränkung im Raum, doch eine umfassende und dabei klare und präzise Darstellung des Wissenswerten auf pflanzenphysiologischem Gebiet gibt.

Verschiedentlich waren NOLL schon äußere Anerkennungen für seine wissenschaftliche Wirksamkeit zuteil geworden. Die Botanical Gazette hatte ihn schon bald nach dem Beginn ihres Erscheinens zum Associate Editor gewählt. Im Jahre 1893 wurde NOLL von der Senckenbergischen Naturforschenden Gesellschaft in Frankfurt a. M. zum korrespondierenden Mitglied proklamiert. In allgemein anerkannter Weise führte er im Jahre 1899 den Vorsitz in der naturwissenschaftlichen Abteilung der Niederrheinischen Gesellschaft für Natur- und Heilkunde und ebenso in den Jahren 1905—08 den stellvertretenden Vorsitz im Naturhistorischen Verein der preußischen Rheinlande und Westfalens. Seit November 1907 war er ordentliches Mitglied der Kaiserl. Leopoldinisch-Carolinischen deutschen Akademie der Naturforscher in Halle.

Aus den im vorigen gemachten Mitteilungen, nach welchen man sich einigermaßen einen Begriff über die fruchtbare Tätigkeit NOLLs bilden kann, läßt sich die tiefe Trauer ermessen, welche die wissenschaftliche Welt erfassen mußte über das Hinscheiden eines ihrer begabtesten Mitglieder. Den Schmerz aber zu schildern, den alle die, welche das Glück hatten, dem Verstorbenen im Leben nahetreten zu können, über die unverhofft kommende Trauerbotschaft von seinem Tode empfanden und noch empfinden, vermag keine Feder. Entsetzen malte sich auf ihrer aller Gesichter. Mit Tränen in den Augen kamen seine Bonner Schüler zu mir, um sich Gewißheit über die erschütternde Nachricht zu holen, die sie nicht glauben wollten. In den rührendsten Worten kam da die große Liebe und Anhänglichkeit zutage, mit der sie an ihrem früheren

Lehrer hingen. Mit seiner tiefgebeugten Familie, der 75jährigen Mutter, die nunmehr den dritten und letzten Sohn im kräftigsten Mannesalter verlor, seiner Gattin und seinen Kindern, die er in dumpfem Schmerz zurückließ, und mit seinen Schülern, denen er ein väterlicher Freund war, trauern tief die Freunde und Kollegen, ja alle, mit denen dieser prächtige Mann jemals, wenn auch nur kurze Zeit, in Berührung gekommen war.

Äußerlich wie innerlich muß er seinem auch heute noch in Frankfurt bei allen, die ihn kannten, in treuer Erinnerung gehaltenen Vater ähnlich gewesen sein. Die Charakterisierung, die ein Kollege des Vaters bei Gelegenheit von dessen Tode gab, trifft vollkommen auch auf den Sohn zu: „Er war ein Mann ohne Makel, liebenswürdig, schlicht und bescheiden, klar im Denken und in der Ausdrucksweise, begabt mit einem hellen, durch Übung geschärften Auge und gewandt in der Kunst, das Gesehene bildlich darzustellen; dabei besaß er eine große Liebe zur Jugend und ein ausgesprochenes Bedürfnis, anderen aus dem reichen Schatze seines Wissens mitzuteilen. Fügt man zu diesen Eigenschaften seine gewinnende äußere Erscheinung, so haben wir geradezu das Ideal eines Lehrers.“ Ganz so war auch der Sohn, unser unvergeßlicher FRITZ NOLL geartet. Es war ein selten guter Mensch, den das unerbittliche Schicksal uns entriß, ein Mensch von solchem Seelenadel, solch großer Herzensgüte, wie wir sie heute nur ganz vereinzelt finden, dessen ganzes Leben in der Befolgung des hehren Gebots aufging: Edel sei der Mensch, hilfreich und gut! ein liebevoller Sohn, ein treuer Gatte und Vater, seinen Schülern und jüngeren Kollegen ein freundschaftlicher Berater, der namentlich in trüben Stunden sich bewährte; dabei, obgleich öfters durch nervöse Schmerzen geplagt, stets heiteren Gemüts und wegen seiner glänzenden Unterhaltungsgabe ein beliebtes Mitglied der Geselligkeit, die durch seine anregende Persönlichkeit immer belebt wurde. So ist es leicht erklärlich, daß sich ihm auch in Halle, obgleich er dort kaum Zeit gehabt hatte, sich einzuleben, gleich alle Herzen zuwendeten.

Als wir ihn am Nachmittag des 24. Juni in jener herrlichen Gegend, wo er seine sonnigsten Kindheits- und Mannestage verlebt hatte, angesichts der strahlenden Schönheit des von ihm so geliebten Rheins zur Ruhe betteten, da konnte man so recht die Liebe erkennen, welche der Verstorbene allenthalben besessen hatte. Neben seinen zum Teil aus weiter Ferne herbeigeeilten Kollegen und Freunden standen in tiefem Schmerz einfache Leute aus St. Goar, die sich jedesmal so herzlich freuten, wenn ihr FRITZ sich wieder in den Gassen zeigte und seine alten Spielkameraden und Freunde aufsuchte, standen tief ergriffen, die wettergebräunten Rheinschiffer, die so oft dem Jungen und später dem Mann das Steuer ihrer Fahrzeuge überlassen hatten. Als dann die Rosen niedersanken in das Grab des unwiederbringlichen Freundes, da hatte die strahlende Abendsonne, die das ganze Rheintal in versöhnenden Schimmer tauchte, nicht die Macht, das Dunkel zu bannen, das sich um unser aller Herzen legte.

Verzeichnis der Publikationen F. Nolls.

A. Entwicklungsgeschichtlich.

1. Entwicklungsgeschichte der *Veronica*-Blüte. Inaug.-Diss. Marburg 1883.
2. Beobachtungen und Betrachtungen über embryonale Substanz. Biol. Zentralblatt 1903, Nr. 8, 9, 11 u. 12, und Sitzber. Niederrhein. Ges. 1902.

B. Histologisch.

3. Experimentelle Untersuchungen über das Wachstum der Zellmembran. Habil.-Schrift. Würzburg 1887.
4. Die Farbstoffe der Chromatophoren von *Bangia fusco-purpurea*. Arb. Bot. Inst. Würzburg 1887.
5. Die wichtigsten Ergebnisse der Zellenforschung der letzten 15 Jahre. Flora 1889.
6. Die Bewegungen des Protoplasmas in *Caulerpa prolifera*. Flora 1889.
7. Die geformten Proteïne im Zellsafte der *Derbesia*. Ber. Deutsch. Bot. Ges. 1899.
8. Bemerkungen über Zellen und Energiden. Ber. Deutsch. Bot. Ges. 1900.
9. Histologie der Pfropfbastarde von *Bronvaux*. Sitzber. Niederrhein. Ges. 1905.

C. Morphologisch.

10. Der morphologische Aufbau des *Abietineen*-Zapfens. Sitzber. Niederrhein. Ges. 1894.
11. Das Auftreten einer typischen Ranke an sonst rankenloser Pflanzen-Spezies. Ebda. 1895.
12. Über eine abnorme Haferrispe. Sitzber. Niederrhein. Ges. 1901.
13. Anlage und Anordnung seitlicher Organe bei Pflanzen. Sitzber. Niederrhein. Ges. 1896.
14. Über eine Heegeri-ähnliche Form der *Capsella Bursa Pastoris* Murh. Sitzber. Niederrhein. Ges. 1907.

D. Systematisch.

15. Blütendiagramme, für Studierende zusammengestellt. Leipzig 1886.
16. Vorschlag zu einer praktischen Erweiterung der botanischen Nomenklatur. Bot. Centralblatt, Beihefte 1903.

E. Pflanzengeographisch.

17. Pflanzengeographische Probleme des Rheintals. Verhandl Internat. Geograph. Kongreß 1899. Sitzber. Niederrhein. Ges. 1899.

F. Ökologisch.

18. Pflanzliche Genossenschaften z. gegenseitiger Erhaltung. Vortrag. Beilage Bonner Zeitung 1894.
19. Biologische Einrichtungen der Wüsten- und Steppenflora. Sitzber. Niederrhein. Ges. 1897.
20. Experimentelle Untersuchungen über Windbeschädigungen an Pflanzen. Sitzber. Niederrhein. Ges. 1907.

Hierher Nr. 62.

G. Historisch-biographisch.

21. Die *Phytognomonica* des JOH. BAPT. PORTA v. 1591. Sitzber. Niederrhein. Ges. 1891.
22. JULIUS SACHS, ein Nachruf. Naturwiss. Rundschau 1897.
23. J. V. SACHS, a biographical scetch. Bot. Gazette 1898.

H. Mikrotechnisch.

24. Eau de Javelle, ein Aufhellungs- und Lösungsmittel für Plasma. Botan. Centralblatt 1885.

J. Ökonomisch-botanisch.

25. Vergleichende Kulturversuche auf ebenen und gewellten Böden. Sitzber. Niederrhein. Ges. 1899.
26. Über die Möglichkeit und Zweckmäßigkeit der Anzucht frühblühender Reben. Zeitschrift für Weinbau und Weinhandel. 1898, 1901.

K. Physiologisch.

a) Ernährung.

27. Die Funktion der Zellstoff-Fasern in *Caulerpa*. Arb. Bot. Inst. Würzburg 1888.
28. Über Honigtau. Kritisches Referat. Flora 1891.
29. Die Kultur der Meeresalgen in Aquarien. Flora 1892.
30. Die Phosphorsäure und ihr Einfluß auf die Entwicklung der Pflanzen. Sitzber. Niederrhein. Ges. 1902, weiter ausgeführt durch V. D. CRONE Inaug.-Diss.
31. Einfluß kochsalzhaltigen Wassers auf die Vegetation. Gedrucktes Gutachten im Prozeß gegen PIESBERG-A.-G. 1896.

b) Physikalische Physiologie.

32. Das Leuchten der *Schistostega osmundacea*. Arb. Bot. Inst. Würzburg 1887.
33. Beitrag zur Kenntnis der physikalischen Vorgänge bei Reizkrümmungen. Arb. Bot. Inst. Würzburg 1888.
34. Die Mechanik der Krümmungsbewegungen. Flora 1895.
35. Über die Luftverdünnung in den Wasserleitungsbahnen der Pflanzen. Sitzber. Niederrhein. Ges. 1897.

36. Die „Spannungsfestigung“ des Wurzelsystems. Sitzber. Niederrhein. Ges. 1899.

c) Bewegungsphysiologie.

37. Die normale Stellung zygomorpher Blüten und ihre Orientierungsbewegungen zur Erreichung derselben. Arb. Bot. Inst. Würzburg. I. Teil 1885. II. Teil 1887.
38. Physiologische Erscheinungen an *Siphoneen*. Bot. Ztg. 1887.
39. Über rotierende Nutation an Keimpflanzen von Nichtwindern. Bot. Ztg. 1885.
40. Bemerkungen zur Theorie des Windens. Bot. Ztg. 1886.
41. Die Orientierungsbewegungen dorsiventraler Organe. Zur Kritik der SCHWENDENER-KRABBEschen Schrift über den gleichen Gegenstand. Flora 1892.
42. Eine neue Methode zur Untersuchung auf Epinastie. Flora 1893.
43. Über das Winden der Schlingpflanzen. Sitzber. Niederrhein. Ges. 1895.
44. Über Geotropismus. Jahrb. wiss. Botanik 1900.
45. Neue Versuche über das Winden der Schlingpflanzen. Sitzber. Niederrhein. Ges. 1901.
46. Zur Kontroverse über den Geotropismus. Ber. Deutsch. Bot. Ges. 1902.

Hierzu noch die Abhandlungen unter 6, 33, 34.

d) Fortpflanzungs-Physiologie.

47. Zur Keimungs-Physiologie der *Cucurbitaceen*. Thiels Landw. Jahrb. 1901.
48. Über Fruchtbildung ohne vorausgegangene Bestäubung (Parthenokarpie) bei der Gurke. Sitzber. Niederrhein Ges. 1902.
49. Neue Beobachtungen an *Laburnum Adami* Post. (*Cytisus Adami* hort.). Sitzber. Niederrhein. Ges. 1907.
50. Versuche über die Geschlechtsbestimmung bei diöcischen Pflanzen. Sitzber. Niederrhein. Ges. 1907.

e) Entwicklungsphysiologie.

51 Einfluß der Lage auf die morphologische Ausbildung einiger *Siphoneen*. Arb. Bot. Inst. Würzburg 1887.
52. Über die Umkehrungsversuche mit *Bryopsis*. Ber. Deutsch. Bot. Ges. 1900.
53. Eine neue Eigenschaft des Wurzelsystems (Exotropismus u Morphästhesie). Sitzber. Niederrhein. Ges. 1894.
54. Über Körperform-Reize. (Körperform als Ursache von formativen und Richtungsreizen.) Sitzber. Niederrhein. Ges. 1900.
55. Über den bestimmenden Einfluß von Wurzelkrümmungen auf Entstehung und Anordnung der Seitenwurzeln. Thiels Landw. Jahrb. 1900.
56. Über Adventiv-Wurzelsysteme bei dikotylen Pflanzen. Sitzber. Niederrhein. Ges. 1907.

Hierher die Abhandlungen unter 2, 10, 12 und 13.

f) Variation.

57. Über frostharte Knospenvariationen. Thiels Landw. Jahrb. 1885.

Hierher auch 49.

g) Wachstums-Transplantationsvorgänge.

58. Pfropf- und Verwachsungs-Versuche mit *Siphoneen*. Sitzber. Niederrhein. Ges. 1897.
59. Die Pfropf-Bastarde von *Bronvaux* (und *Cytisus Adami*). Ebda. 1905.

h) Reizphysiologie und Perzeption.

60. Wirkungsweise von Schwerkraft und Licht auf die Gestaltung der Pflanze. Naturwiss. Rundschau 1888.
61. Über heterogene Induktion. Leipzig 1892.
62. Vorlesungsnotiz zur Biologie der Sukkulenten, Flora 1893.
63. Das Sinnesleben der Pflanzen. Frankfurt a. M. 1896.
64. Das Etiolement der Pflanzen. Sitzber. Niederrhein. Ges. 1901.
65. Kritische Versuche zur Statolithen-Theorie. Ebda. 1905.

Hierher auch Abhandlungen unter 37—46.

L. Demonstrationen, Vorlesungsversuche usw.

66. Apparat zur Demonstration des sekund. Dickenwachstums. Elwerts Verlag, 1885.
67. Das Stroboskop als Demonstrationsmittel. Sitzber. Niederrhein. Ges. 1892.
68. Zwei Vorlesungsversuche. Flora 1893.
69. Die Talbotypie als Hilfsmittel für Demonstrationen. Sitzber. Niederrhein. Ges. 1891.
70. Laboratoriumsnotizen. 1—6. Flora 1899.

M. Lehrbuch.

71. Physiologie im Bonner Lehrbuch für Botanik. 9 Auflagen.

Ernst Loew.

Von

OTTO APPEL.

(Mit Bildnis im Text.)

Am 12. August verstarb nach langem schweren Leiden der durch seine zahlreichen Arbeiten in botanischen Kreisen allgemein bekannte Professor Dr. ERNST LOEW. Mit ihm ist ein Forscher aus dem Leben geschieden, der auf allen Gebieten, auf die er seine Arbeit ausdehnte, Bedeutendes geleistet hat und von dessen unermüdlicher Schaffensfreudigkeit man noch Vieles erhoffte.

Geboren wurde ERNST LOEW zu Berlin am 23. Juli 1843 als Sohn des Geh. Regierungsrates und vortragenden Rates im Handelsministeriums EDUARD LOEW. Seine Schulbildung erhielt er auf dem Friedrich-Wilhelm-Gymnasium, dessen Lehrerkollegium er später durch seine Anstellung an der mit diesem Gymnasium verbundenen

Realschule nähertreten sollte. Von Liebe zu den Naturwissenschaften beseelt, die in seinem Onkel, dem Entomologen HERMANN L. schon einen Vertreter in der Familie hatten, studierte er in Berlin und Tübingen, wobei ALEXANDER BRAUN und HANSTEIN einerseits, HUGO VON MOHL andererseits von besonderem Einfluß auf

E. Loew.

ihn waren. Nach Abschluß der Studienzeit nahm er in Polnisch-Wartenberg, dem heutigen Groß-Wartenberg, eine Stelle als Erzieher des Prinzen BYRON von Curland an und trotz der kurzen Zeit von einem Jahr, über den sich sein dortiger Aufenthalt erstreckte, bewahrte er stets gerne die Erinnerung an jene schöne Waldgegend, deren Flora manches Interessante beherbergt.

Nach Berlin zurückgekehrt, wurde er an der mit dem Friedrich-Wilhelm-Gymnasium verbundenen königlichen Realschule angestellt, der er bis zu seinem Ausscheiden aus dem Lehrberufe treu blieb. Dadurch hat er an der ganzen Entwicklung dieser Anstalt, dem heutigen Kaiser-Wilhelm-Realgymnasium, tätigen Anteil genommen und an ihr die Naturwissenschaften zu hohem Ansehen gebracht. Dabei half ihm seine literarische Tätigkeit, bei der er für die Reform der höheren Schulen und die Stellung der Naturwissenschaften in der Schule eintrat, sowie seine verschiedenen an zahlreichen Lehranstalten eingeführten Unterrichtsbücher. Die verbreitetsten derselben sind sein „Methodisches Übungsbuch für den Unterricht in der Botanik an höheren Lehranstalten und Seminarien“ und seine „Pflanzenkunde für den Unterricht an den höheren Lehranstalten“, die in der von ihm selbst besorgten Ausgabe für Realanstalten, bis jetzt vier, in der von Prof. Dr. ADOLPH bearbeiteten Ausgabe für Gymnasien bis jetzt zwei Auflagen erlebt hat.

Als Unterrichtsfächer vertrat er in den letzten Jahren vor allem Chemie und Physik und es kann bei einem Lebensbilde LOEWs nicht vorübergegangen werden an seiner Tätigkeit auf diesen Gebieten. Trotz seiner Vorliebe für die Botanik war er auf diesen naturwissenschaftlichen Schwestergebieten nicht nur vollkommen heimisch, sondern er wirkte auch anregend auf ihnen. Es sei nur auf seine referierende Tätigkeit im Jahrbuch für das höhere Schulwesen, seine Bearbeitung der Didaktik und Methodik des Unterrichtes in der Naturbeschreibung in BAUMEISTERs Handbuch der Erziehungs- und Unterrichtslehre für höhere Schulen und andere Veröffentlichungen hingewiesen.

LOEWs bedeutungsvollste Arbeit liegt aber in seiner botanischen Tätigkeit. Schon die Tatsache, daß er als Promotionsarbeit im Jahre 1865 ein botanisches Thema „De Casuarinearum caulis foliique evolutione et structura“ wählte, ließ seine Vorliebe für das Studium der Pflanzenwelt erkennen, die Auffassung der Arbeit, in deren Anhange er den Versuch machte, die Anatomie für die Systematik der Arten heranzuziehen, zeigt aber schon, daß er nicht nur sorgfältig und mühsam auszuführende Kleinarbeit sich zum Ziele gesetzt hat, sondern größere Gesichtspunkte ins Auge faßte. Die nächsten Fragen, denen er sich zuwandte, lagen auf dem Gebiete der Pilzforschung, die er bereits in Groß-Wartenberg in Angriff nahm und die ihn bis zum Jahre 1876 hauptsächlich beschäftigte. In diesem Jahre gab ein floristisch interessanter Fund, der von *Thymelaea Passerina* in der Provinz Brandenburg, seinen Studien eine Wendung und die drei nächsten Jahre widmete er fast ausschließlich pflanzengeographischen Studien, als deren Niederschlag 1879 seine bekannte inhaltreiche „Abhandlung über Perioden und Wege ehemaliger Pflanzenwanderungen im norddeutschen Tiefland“ zu betrachten ist.

In dieser Zeit trat LOEW in nähere Beziehung zu der heimischen Pflanzenwelt und bei seinem gerade in diesen Jahren beginnenden ausgedehnten Literaturstudien und seiner großen Beobachtungsgabe war es die Blütenbiologie, die ihn besonders anzog und auf seine fernere ganze botanische Tätigkeit einen entscheidenden Einfluß ausübte. Um aber mit Erfolg blütenbiologische Studien anstellen zu können, trieb LOEW zunächst seit 1877 entomologische Vorstudien, bei denen er sich neben der Formenkenntnis der in Frage kommenden Insekten, durch zahlreiche Exkursionen in der Nähe von Berlin und Reisen in Schlesien, der Schweiz, Rügen und Mecklenburg die nötige Übung im Beobachten blumenbesuchender Tiere verschaffte. Nach diesen fünfjährigen Vorarbeiten stellte er sich die Aufgabe, im Anschluß an die Forschungen HERMANN MÜLLERs zwei Fragen über den Insektenbesuch an Blumen zu untersuchen. Die erste betraf das Verhältnis, das zwischen Besucherkreis und Blumenauslese auf einem Beobachtungsareal stattfindet, dessen einzelne Blumenformen aus floristisch ungleichen Bestandteilen, also Pflanzen verschiedener Heimat, in zufälliger Weise gemischt erscheinen; die zweite betraf die unter gleichen Umständen von den Blumenbesuchern beliebte Farbenwahl. Eine besonders günstige Gelegenheit zur Bearbeitung dieser Fragen bot sich durch die Benutzung der Freilandpflanzen des botanischen Gartens, da hier eine Menge Arten mit in den Kreis der Beobachtungen gezogen werden konnten, deren heimatliche Bestäuber fehlten. Die Hauptergebnisse dieser durch mehrere Jahre fortgesetzten, an einem sehr großen Material ausgeführten Studien, waren eine volle Bestätigung der damals von verschiedenen Seiten angezweifelten HERMANN MÜLLERschen Ansicht, daß nicht bestimmte Insekten an bestimmte Pflanzenarten angepaßt sind, sondern daß jede Insektengruppe diejenige Blumenkategorie relativ am meisten bevorzugt, für deren Ausnutzung sie auch in körperlicher Beziehung am besten ausgerüstet erscheint. Daraus ergibt sich aber weiter, daß die Blumenauswahl keine absolut starre, sondern eine in gewissen Grenzen verschiebbare ist. Auch für die MÜLLERsche Regel über die Farbenauswahl konnte LOEW in diesen Arbeiten den ersten umfangreichen Beweis liefern, der die Vorliebe der blumentüchtigeren Insekten für die dunklen, die der ungeschickteren für die hellen Farben bestätigte. Die Arbeit, die unter so ganz anderen Verhältnissen gemacht worden war, als die MÜLLERsche, zeigte aber weiter, daß die statistische Methode weit brauchbarer ist, als man bis dahin erwartet hatte, vorausgesetzt, daß sie „mit biologischem Geiste durchtränkt“ angewandt wird. Der von MÜLLER versuchten phylogenetischen Ableitung der verschiedenen Bestäubergruppen von ideell konstruierten Stammformen stimmt LOEW jedoch nicht bei und schlägt als Ersatz hierfür eine Klassifikation der Anpassungsstufen nach morphologischen und biologischen Merkmalen vor, wobei er die Stufen der Eutropie, Hemitropie, Allotropie und Dystropie schaffte.

Wie alle Arbeiten und Beobachtungen LOEWs, sind auch diese von größter Gründlichkeit und Gewissenhaftigkeit; dies geht auch daraus hervor, daß er nach Abschluß derselben hauptsächlich auf Grund des zusammengebrachten Materials seine blütenbiologischen Beiträge, in denen er die Blüteneinrichtungen einer großen Anzahl von Freilandpflanzen des botanischen Gartens beschreibt, veröffentlichen konnte, eine Arbeit, die besonders als Orientierung für die Untersuchung der Pflanzen in ihrer Heimat von Wert ist.

Die nächsten Jahre waren der Bearbeitung zweier Bücher, die 1894 und 1895 erschienen, gewidmet, der „Blütenbiologischen Floristik des mittleren und nördlichen Europa sowie Grönlands“ und der „Einführung in die Blütenbiologie auf historischer Grundlage“. Das erste ist gedacht als eine Ergänzung zu HERMANN MÜLLERs „Alpenblumen“ und „Befruchtung der Blumen“ und enthält eine Zusammenfassung der blütenbiologischen Arbeiten der achtziger Jahre. Das andere bringt eine gründliche Einführung in die Blütenbiologie. die dadurch besonders anschaulich wirkt, als man überall merkt, daß der Verfasser seine Darstellungen auf eine kritische Würdigung der Originalliteratur aufbaut. Auch die Wahl der historischen Methode erweist sich als sehr zweckmäßig, weil dadurch das Verständnis von den einfacheren Vorgängen schrittweise zu den späteren verwickelteren zwanglos fortgesetzt werden kann.

Neben diesen Arbeiten her liefen dauernde zeitraubende Beschäftigungen, die er im wesentlichen mit auf sich genommen hatte, um fortwährend auf den Gesamtgebieten der Naturwissenschaften auf dem laufenden zu bleiben. Hierzu dienten ihm seine ausführlichen und kritischen Referate, die er über „Allgemeine Naturwissenschaften, beschreibende Naturwissenschaft, Chemie und Mineralogie von 1886—1891 und über letztere beide Fächer von 1895—1904 in dem Jahrbuch für das höhere Schulwesen erstattete.

Diesen schlossen sich seine Referate in JUSTs Jahresbericht; an die umfangreichsten Arbeiten waren aber die für die 4. und 5. Auflage von MEYERs Konversationslexikon geleisteten, die sich auf die Botanik in ihrer Gesamtheit erstreckten und in den Jahren 1884—1898 viel Arbeitskraft absorbierten.

Daneben trieb LOEW aber fortdauernd seine blütenbiologischen Studien und wir haben eine ganze Reihe von Arbeiten aus den nächsten Jahren, die Zeugnis von dieser Tätigkeit ablegen. Damals reifte auch der Plan in ihm, ein großes Handbuch zu schreiben, er kam jedoch zunächst nicht zur Ausführung, da inzwischen im Jahre 1898 KNUTHs Handbuch der Blütenbiologie zu erscheinen begann. Als dann KNUTH am 30. Oktober 1900 starb, ohne sein Werk vollendet zu haben, da knüpfte sich alle Hoffnung auf eine glückliche Beendigung des Handbuches an den Namen LOEW. Wohl wissend, welche außerordentliche Arbeitsleistung mit der Bearbeitung des noch ausstehenden dritten Bandes verbunden sei, übernahm er trotzdem freudig die Fortführung unter der Bedingung, daß die Bearbeitung des KNUTHschen Nachlasses, der hauptsächlich die Sammlungen und Notizen seiner Reise um die Erde umfaßte, von dem Schreiber dieses Lebensabrisses übernommen werden sollte. Welche Arbeit in diesem Buche ruht, geht schon aus dem Literaturverzeichnis hervor, das am 1. Januar 1904 mit 3792 Nummern abgeschlossen wurde. Es ist das aber nicht nur eine Zusammenstellung von Titeln, sondern der weitaus größte Teil der Arbeiten wurde gelesen und ihr Inhalt nach jeder Richtung hin verarbeitet.

In monographischer Art werden dabei die Blüten- bzw. Bestäubungsverhältnisse von 2928 Pflanzenarten bearbeitet, wobei 2357 blumenbesuchende Tierarten berücksichtigt werden mußten. Dabei kamen der Arbeit die früheren zoologischen Studien LOEWs sehr zustatten. Ganz LOEWs Betrachtungsweise zeigt aber der dem Buche angefügte umfangreiche Rückblick, der zusammenfassend die blütenbiologischen Verhältnisse der arktischen, der gemäßigten und der Tropenzone darstellt.

Es wäre aber nicht möglich gewesen, das Werk rechtzeitig fertigzustellen, wenn nicht LOEW, freilich mit persönlichen Opfern, ein halbes Jahr vom Schuldienst befreit worden wäre. Es war eine Zeit frisch fröhlicher Arbeit und regsten Gedankenaustausches, die der, der sie mit erlebt hat, nie vergessen wird.

Noch während der Drucklegung des letzten Halbbandes des Handbuches der Blütenbiologie begann LOEW im Verein mit KIRCHNER-Hohenhein und SCHRÖTER-Zürich die Vorarbeiten zu einem neuen, großartig angelegten Werk der „Lebensgeschichte der

Blütenpflanzen Mitteleuropas“. In einer Zeit, in der die ökologische Betrachtungsweise der Pflanzenwelt sich mehr und mehr einführt und beginnt, nicht mehr Alleingut einzelner zu sein, ist ein derartiges Werk eine hervorragende Tat und die Art und Weise, wie die Verfasser ihre Aufgabe anfaßten, zeigt jetzt schon, nachdem ein Band und einige Lieferungen erschienen sind, ein wie hoher Wert diesem Werke innewohnt. Freilich auch hier wieder ist der Preis nur durch außergewöhnliche Arbeitsleistung zu erringen. Das sah auch LOEW ein und so widmete er seine ganze Zeit und Kraft diesem Werke. Schweren Herzens ließ er sich Ostern 1906 pensionieren, da er fühlte, daß die Anstrengungen des Schuldienstes anfingen, seine Arbeitskraft zu beeinträchtigen und so hoffte er, noch eine Reihe von Jahren sich der Lebensgeschichte widmen zu können. Neben seiner Mitarbeit am Gesamtwerk hat er die Typhaceen und Juncaginaceen bearbeitet und in der letzten Zeit die Bearbeitung der Liliaceen in Angriff genommen. Diese hatte er in seiner gewohnten gründlichen und kritischen Art schon weit gefördert, als ihn ein schweres Leiden erfaßte, von dem er sich nicht mehr erholen sollte. Schwere Wochen mußte er noch durchleben, bis ihn der Tod erlöste.

In seiner Gattin hatte LOEW eine treue Lebensgefährtin, die ihn auf seinen zahlreichen Reisen unermüdlich begleitete. In hochherziger Weise hat sie, einem Wunsche des Verstorbenen entsprechend, einen großen Teil seiner Bibliothek, vor allem die umfangreiche Sammlung biologischer Schriften dem Bot. Verein f. d. Prov. Brandenburg als Geschenk überwiesen.

Die Bewertung, die er in seiner Stellung fand, geht aus den mannigfachen Ehrungen hervor, die ihm zuteil wurden. So wurde ihm im Jahre 1888 der Professortitel, 1893 der Rang der Räte IV. Klasse, 1897 der Rote Adlerorden IV. Klasse und 1906 der Kgl. Kronenorden III. Klasse verliehen. Bei seinen Fachgenossen erfreute er sich größter Achtung und seine Schüler waren ihm in aufrichtiger Liebe und Anhänglichkeit zugetan.

In seinem freundlichen und stets gerechten Wesen, das ihm so viele wahre Freunde zuführte, trat auch der Humor hervor und manche Rede, manches Gedicht geben hiervon den Näherstehenden Zeugnis. Auf seinen Reisen und Wanderungen fand er oft Gelegenheit, größeren Kreisen mit seiner Muse, die bald in Form von Schwänken und lebhaft empfundenen kleinen Theaterstücken, bald in Form ernster Gedichte und Vorträge Gestalt annahmen, Freude zu bereiten.

So wird das Andenken an ERNST LOEW fortleben als das an einen ernsten erfolgreichen Forscher, an einen gewissenhaften Lehrer und an einen edlen charaktervollen Menschen.

Schriftenverzeichnis.

1865. De *Casuarinearum* caulis foliique evolutione et structura. Dissertation, Berlin, GUST. LANGE.

1867. Zur Physiologie niederer Pilze. Verhandlungen der k. k. zoologisch-botanischen Gesellschaft in Wien. XVII. Abh., p. 643—656.

Über *Arthrobotrys oligospora.* Botan. Zeitg., XXV, p. 73—75 mit Tafel.

1868. Über *Dematium pullulans* de Bary. PRINGSH. Jahrb., VII, p. 467—477, tab. XXIX, XXX.

Beitrag zur Kenntnis einer neuholländischen Schmarotzerpflanze. (*Cassytha melantha* R. Br.) Verhandlungen der k. k. zoologisch-botanischen Gesellschaft in Wien. XVIII. Abh., p. 689-702.

1870. Zur Entwicklungsgeschichte von *Penicillium.* PRINGSH. Jahrb., VII, p. 472—510, tab. XXXII—XXXIV.

Aufgaben zum Rechnen mit Dezimalbrüchen unter Mitwirkung von Dr. F. MÜLLER und Dr. C. OHRTMANN. Berlin, WEIDMANN.

1873. Aufgaben zum Rechnen mit Dezimalbrüchen unter Mitwirkung von Dr. F. MÜLLER und Dr. C. OHRTMANN. Zweite Auflage. Berlin, WEIDMANN.

1873—1882. Bericht über Morphologie in JUSTs Botan. Jahresbericht. Berlin, GEBR. BORNTRÄGER.

1874. Die Stellung der Schule zur Naturwissenschaft. Berlin, OTTO GÜLKER & CIE.

Über zwei kritische Hyphomyceten. (*Acrostalagmus* Corda und *Arthrobotrys oligospora* Fres.) Jahresbericht über die Königliche Realschule, Vorschule und Elisabethschule zu Berlin. (S. 3—15). Berlin, A. W. HAYNs ERBEN.

1875. Zur Reform der höheren Schulen. Vortrag, gehalten in der dritten Generalversammlung d. Vereins von Lehrern höherer Unterrichts-Anstalten der Provinz Brandenburg am 24. März 1875. Berlin, OTTO GÜLKER & CIE.

Methodisches Übungsbuch für den Unterricht in der Botanik an höheren Lehranstalten und Seminarien. Erstes Heft. Für die Unterstufe. Berlin, OTTO GÜLKER & CIE.

Bildungsabweichungen bei *Pulsatilla pratensis* und *Anemone nemorosa.* Verh. Bot. Ver. Prov. Brand., XVIII, Sitzber., p. 45, 46.

1876. Über *Morchella rimosipes* DC. Verh. Bot. Ver. Prov. Brand., XVIII, Sitzber., p. 83—85.

Der botanische Unterricht an höheren Lehranstalten. Bielefeld u. Leipzig, OTTO GÜLKER & CIE.

Methodisches Übungsbuch für den Unterricht in der Botanik an höheren Lehranstalten und Seminarien. Zweites Heft. Für die Mittelstufe. Leipzig, OTTO GÜLKER & CIE.

Methodisches Übungsbuch für den Unterricht in der Botanik an höheren Lehranstalten und Seminarien. Drittes Heft. Für die Oberstufe. Leipzig, OTTO GÜLKER & CIE.

Die Blattbildung an jüngeren Sprossen von *Clematis recta* L. Sitzungsbericht des Botanischen Vereins der Provinz Brandenburg. XVIII.

1877. Bemerkungen zu den Untersuchungen von M. LANZI über Malaria. Sitzungsbericht des Botanischen Vereins der Provinz Brandenburg, XIX.

Über das Vorkommen von *Thymelaea Passerina* in der Provinz Brandenburg, a. a. O. p. 119—123.

Rannuculus anricomus mit durchwachsenen Blüten. A. a. O. p. 83.

Über die Konservierungsflüssigkeit von M. LANGE. A. a. O. p. 85.

Über ältere methodisch-didaktische Schriften der botanischen Literatur. Zeitschrift für das Gymnasialwesen. Bd. XXXI. Berlin.

1878. Methodisches Übungsbuch für den Unterricht in der Botanik an höheren Lehranstalten und Seminarien. Erstes Heft. Für die Unterstufe. Zweite umgearbeitete Auflage. Bielefeld und Leipzig, OTTO GÜLKER & CIE.

Elementarkursus der Botanik nach methodischen Grundsätzen. Für die unteren und mittleren Klassen höherer Lehranstalten. Bielefeld und Leipzig, OTTO GÜLKER & CIE.

1879. Über Perioden und Wege ehemaliger Pflanzenwanderungen im norddeutschen Tieflande. „Linnaea“ XLII. p. 511—660.

Aufgaben zum Rechnen mit Dezimalbrüchen. Unter Mitwirkung von Dr. F. MÜLLER und Dr. C. OHRTMANN. Dritte umgearbeitete Auflage. Berlin, WEIDMANN.

1884. Beobachtungen über den Blumenbesuch von Insekten an Freilandpflanzen des Botanischen Gartens zu Berlin. Jahrbuch des k. botanischen Gartens zu Berlin. Bd. III.

1884—1898. Botanik in MEYERs Konversationslexikon. 4. und 5. Auflage.

1885. Aufgaben zum Rechnen mit Dezimalbrüchen unter Mitwirkung von Dr. F. MÜLLER u. Dr. C. OHRTMANN. Vierte Auflage. Berlin, WEIDMANN.

1886. Beiträge zur Kenntnis der Bestäubungseinrichtungen einiger Labiaten. Berichte der Deutschen Botanischen Gesellschaft, Band IV, Heft 4, p. 118—143, tab. V, VI.

Über die Bestäubungseinrichtungen einiger Borragineen. Berichte der Deutschen Botanischen Gesellschaft, Bd. IV, Heft 5, p. 152—176, tab. VIII.

Die Veränderlichkeit der Bestäubungseinrichtung bei Pflanzen derselben Art. „Humboldt“ VIII, p. 178—183, 214—218.

Eine Lippenblume mit Klappvisier als Schutzeinrichtung gegen Honig- und Pollenraub. Kosmos, II. Band (S. 119—122).

Während der Blütezeit verschwindende Honigsignale. Kosmos, II. Band (S. 194—197).

Weitere Beobachtungen über den Blumenbesuch von Insekten an Freilandpflanzen des Botanischen Gartens zu Berlin. Jahrbuch des k. botanischen Gartens zu Berlin, IV.

Die Fruchtbarkeit der langgriffligen Form von *Arnebia echioides* DC. bei illegitimer Kreuzung. Berichte der Deutschen Botanischen Gesellschaft. Band IV, Heft 6 (S. 198—199).

Gedächtnisrede für KARL OHRTMANN. Königliche Realschule zu Berlin. Realgymnasium. Jahresbericht (S. 27—34).

1886—1891. Berichte über Naturwissenschaft. Allgemeines. Beschreibende Naturwissenschaften. Chemie und Mineralogie im Jahresbericht für das höhere Schulwesen.

1887. Der Bau der Blütennektarien. „Humboldt“ VIII, Nr. 8, p. 299.

Neueste Arbeiten auf dem Gebiete der Blütenbiologie. „Humboldt“, Februar- u. Märzheft.

Pflanzenkunde für den Unterricht an höheren Lehranstalten. Ausgabe für Realanstalten. In zwei Teilen. Erster Teil. Stufe 1 und 2, nebst Bestimmungstabellen. Breslau, FERDINAND HIRT.

1888. Pflanzenkunde für den Unterricht an höheren Lehranstalten. In zwei Teilen. Zweiter Teil. Kursus 3—5, nebst einer Übersicht des natürlichen Pflanzensystems. Mit vielen Abbildungen. Breslau, FERDINAND HIRT.

Ein Apparat zum Filtrieren innerhalb einer indifferenten Gasatmosphäre. Zeitschrift für den physikalischen und chemischen Unterricht. Zweiter Jahrgang. Heft II, S. 84.

Kristallisationsversuche. Zeitschrift für den physikalischen und chemischen Unterricht. Zweiter Jahrgang. Erstes Heft.

1889. Beiträge zur blütenbiologischen Statistik. Abhandlungen d. Botan. Vereins d. Provinz Brandenburg, XXXI, p. 1—63.

Anleitung zu blütenbiologischen Beobachtungen. Allgemein verständliche naturwissenschaftliche Abhandlungen. ;Heft 4. Berlin, HERM. RIEMANN.

Die Veränderlichkeit der Bestäubungseinrichtung bei Pflanzen derselben Art. „Humboldt“, Band VIII.

Der Atom- und Molekülbegriff im chemischen Unterricht. Zeitschrift für den physikalischen und chemischen Unterricht. Zweiter Jahrgang. Heft III.

1890. Über die Metamorphose vegetativer Sproßanlagen in Blüten bei *Viscum album*. Botanische Zeitung XLVIII, Nr. 36.

Notiz über die Bestäubungseinrichtung von *Viscum album*. Botanisches Zentralblatt. Nr. 31.

Moorbildung und vorherrschende Windrichtung an ostbaltischen Seen. „Humboldt“, Band IX, Heft 9.

1891. Der Blütenbau und die Bestäubungseinrichtung von *Impatiens Roylei* Walp. Bot. Jahrb. f. Systematik usw., XIV, p. 166—182, 2 Tafeln.

Anfänge epiphytischer Lebensweise bei Gefäßpflanzen Norddeutschlands. Verhandlungen des Botanischen Vereins der Provinz Brandenburg. XXXIII, p. 63—71.

Über die Bestäubungseinrichtung und den anatomischen Bau der Blüte von *Apios tuberosa*. Flora oder allgemeine botanische Zeitung. LXXVII. 1891. Heft 2 S. 160—171, tab. VI.

Über die Bestäubungseinrichtung und den anatomischen Bau der Blüte von *Oxytropis pilosa* DC. Flora LXXIV, S. 84—91. tab. II.

Blütenbiologische Beiträge. I. PRINGSHEIMS Jahrbücher für wissenschaftliche Botanik, Bd. XXII, Heft 4.

Blütenbiologische Beiträge. II. PRINGSHEIMS Jahrbücher für wissenschaftliche Botanik, Bd. XXIII, Heft 1 u. 2.

1892. Pflanzenkunde für den Unterricht an höheren Lehranstalten. Ausgabe für Realanstalten. In zwei Teilen. Erster Teil. Mit 79 Abbildungen. Zweite, den neuen Lehrplänen entsprechende Auflage. Breslau, FERDINAND HIRT.

1893. Anfänge epiphytischer Lebensweise bei Gefäßpflanzen Norddeutschlands. Naturwissenschaftliche Wochenschrift, VIII. Band, Nr. 21, S. 210—213.

1894. Blütenbiologische Floristik des mittleren und nördlichen Europa sowie Grönlands. Systematische Zusammenstellung des in den letzten zehn Jahren veröffentlichten Beobachtungsmaterials. Stuttgart, FERDINAND ENKE.

1895. Einführung in die Blütenbiologie auf historischer Grundlage. 8°. XII. 432 pp. 50 Abbildungen. Berlin, FERD DÜMMLER.

Didaktik und Methodik des Unterrichts in der Naturbeschreibung. Sonderausgabe aus Dr. A. BAUMEISTERs „Handbuch der Erziehungs- und Unterrichtslehre für höhere Schulen“. München, C. H. BECK.

1895—1904. Berichte über Chemie und Mineralogie im Jahresbericht für das höhere Schulwesen.

1896. Pflanzenkunde für den Unterricht an höheren Lehranstalten. Ausgabe für Realanstalten. In zwei Teilen. Zweiter Teil. Mit 181 Abbildungen. Zweite, den preussischen Lehrplänen von 1892 entsprechende Auflage. Breslau, FERDINAND HIRT.

1897. Über ornithophile Blüten. Aus „Festschrift zum 150jährigen Bestehen des Königl. Realgymnasiums zu Berlin“, p. 51—61.

Versuch einer graphischen Darstellung für das periodische System der Elemente. Zeitschrift für physikalische Chemie, XXIII. 1.

FRITZ MÜLLER. Ein Nachruf. Berichte der Deutschen Botanischen Gesellschaft. Bd. XV, Generalversammlungsheft, p. (12)—(29).

1898. EMIL SCHMIDT. Ein Nachruf. Berichte der Deutschen Botanischen Gesellschaft. Bd. XVI, Generalversammlungsheft, p. (17)—(22).

? Weshalb haben unsere einheimischen Veilchenarten große, unfruchtbare Frühlingsblumen und kleine, samenbildende Sommerblumen? S. A. ohne Veröffentlichungsort und Jahrzahl.

1899. Pflanzenkunde für den Unterricht an höheren Lehranstalten. Ausgabe für Realanstalten. In zwei Teilen. Erster Teil. Mit 79 Abbildungen. Dritte, den preussischen Lehrplänen von 1892 entsprechende Auflage. Breslau, FERDINAND HIRT.

Die Bestäubungseinrichtung von *Vicia lathyroides* L. Flora oder Allg. bot. Zeitung, 86 Bd. 5. Heft, p. 397—403.

Die Kleistogamie und das blütenbiologische Verhalten von *Stellaria pallida* Piré. Verhandlungen des Botanischen Vereins der Provinz Brandenburg. XLI. Jahrgang (169—183).

1900. Pflanzenkunde für den Unterricht an höheren Lehranstalten. Ausgabe für Realanstalten. In zwei Teilen. Zweiter Teil. Mit 181 Abbildungen. Dritte, den preussischen Lehrplänen von 1892 entsprechende Auflage. Breslau, FERDINAND HIRT.

1903. Pflanzenkunde für den Unterricht an höheren Lehranstalten. Ausgabe für Realanstalten, auf Grund der preussischen Lehrpläne von 1901 bearbeitet. In zwei Teilen. Erster Teil: Lehrstoff für Sexta bis Quarta. Mit 83 Abbildungen in Schwarzdruck. Vierte, durchgesehene Auflage. Breslau, FERDINAND HIRT.

1904. The nectary and the sterile stamen of *Pentastemon* in the group of the Fruticosi A. Gr. Beihefte zum Botanischen Zentralblatt, Band XVII, Heft 1, p. 85—88.

Die Bestäubungseinrichtung von *Pentastemon Menziesii* Hook. und verwandter Arten. Festschrift zu P. ASCHERSONs siebzigstem Geburtstage, p. 59—68. Berlin, Gebrüder BORNTRAEGER.

Handbuch der Blütenbiologie, begründet von Dr. PAUL KNUTH. III. Band. Die bisher in außereuropäischen Gebieten gemachten blütenbiologischen Beobachtungen. Unter Mitwirkung von Dr. OTTO APPEL. 1. Teil. Leipzig, ENGELMANN.

1904. Lebensgeschichte der Blütenpflanzen Mitteleuropas. Spezielle Ökologie der Blütenpflanzen Deutschlands, Österreichs und der Schweiz. Zusammen mit Dr. O. VON KIRCHNER und Dr. C. SCHRÖTER. Stuttgart, E. ULMER. Bd. I. Darin die Typhaceen und Juncaginaceen von L. bearbeitet (1906).

1905. Dasselbe. 2. Teil. Leipzig, ENGELMANN.

Die Haarbildungen in der Blüte von *Thesium intermedium*. Verhandlungen des Botanischen Vereins der Provinz Brandenburg. XLVIII. p. IV, V.

Nektarabsonderung an den Hüllkelchschuppen von *Centaurea montana*. Verh. Bot. Verein Brandenburg. LXXVII, p. V.

Alte und neue Ziele der Blütenökologie. Zeitschrift für wissenschaftliche Insektenbiologie. Bd. I, Heft 1, p. 1—6.

Der Blumenbesuch der Insekten im Wechsel der Jahreszeit. Verhandlungen des Botanischen Vereins der Provinz Brandenburg. XLVII. p. 20—34.

HEINRICH JUSTUS HELLER, Ein Nachruf. Jahresbericht über die Fortschritte der klassischen Altertumswissenschaft. Bd. 128. Biog. Jahr., p. 14—18.

1906. Bemerkungen zu W. BURCKs Abhandlung über Mutation als Ursache der Kleistogamie. Biologisches Zentralblatt, Bd. XXVI, Nr. 5, 6 u. 7.

Der Saisondimorphismus von *Typha minima* Funk. Ber. d. Deutschen Botanischen Gesellschaft. 1906, Band XXIV. Heft 4.

M. KUHNs Untersuchungen über Blüten- und Fruchtpolymorphismus. (Ein Blatt aus der Geschichte der Pflanzenbiologie.) Verhandlungen des Botanischen Vereins der Provinz Brandenburg. XLVIII. (S. 225—257).

Die Lebensverhältnisse von *Crocus albiflorus* Kit. Verhandlungen des Botanischen Vereins der Provinz Brandenburg. IL. (200—211).

Pflanzenkunde für den Unterricht an höheren Lehranstalten. Ausgabe für Realanstalten, auf Grund der preußischen Lehrpläne von 1901 bearbeitet. In zwei Teilen. Zweiter Teil: Lehrstoff von Tertia und Sekunda. Mit 181 Textabbildungen, 8 Farbentafeln und 1 Karte. Vierte durchgesehene Auflage. Breslau, FERDINAND HIRT.

Die ornithophilen Blüten in ihren Beziehungen zu den Lebensgewohnheiten blumenbesuchender Vögel. Sitzungsberichte der Gesellschaft naturforschender Freunde. Nr. 9, Jahrgang 1907 (S. 304—313).

1907. Der Blühvorgang von *Colchicum autumnale* L. und *C. byzantinum* Ker-Gawl. Berichte der Deutschen Botanischen Gesellschaft. Band XXVI, p. 1—18.

1908. Der Sproßaufbau und die damit zusammenhängenden Lebenseinrichtungen von *Allium Victorialis* L. Abhandlungen des Botanischen Vereins der Provinz Brandenburg. L. Jahrgang (S. 1—16).

Der Sproßaufbau und die damit zusammenhängenden Lebenseinrichtungen der mitteleuropäischen *Allium*-Arten. Verhandlungen des Botanischen Vereins der Provinz Brandenburg. L. Jahrgang (S. 52—68).

Verzeichnis der Pflanzennamen.

Abies Nordmanniana 380.
— sp. 136.
Acacia 706, 709.
Acanthaceen 35.
Acer 97, 99, 183, 184, 186.
— *campestre* 89, 96, 98, 184.
— *Heldreichii* 184.
— *insigne* 184.
— *monspessulanum* 184.
— *platanoides* 88, 89, 96, 98.
— *Pseudoplatanus* 74.
Achillea millefolium 655, 661.
Achlya 367, 369, 373, 376.
— *Americana* 370, 376.
— *debaryana* 368.
— *polyandra* 367, 368.
Achnantheen 677.
Achnanthes exilis 517.
Aconitum Napellus 183, 655.
— *vulparia* 381.
Acorus 564.
— *Calamus* 267.
Actinastrum Hantzschi 518.
Actinurus 513.
Adiantum 451.
— *capillus veneris* 451.
— *scutum* 451.
Adonis vernalis 45.
Aegopodium podagraria 158.
Aesculus 4, 97.
— *discolor* 493.
— *Hippocastanum* 96, 98.
Agaricus 325.
— *campestris* 167—169, 171, 176, 330 bis 332, 379, 384, 566.
Agave 185.
Aira 537.
Akebia quinata 493.
„*'akkûb*“ 319.
Alchimilla 435.
Alectorolophus 574, 575, 576, 580—582, 585—587.
— *hirsutus* 576, 581, 584.
Alhagi 315.
Alliaria officinalis 439.
Allium 110, 537, 657.
— *ascalonicum* 631.
— *Cepa* 381, 439, 631.
— *Moly* 631.
— *Porrum* 631.
— *Schoenoprasum* 631.
— *sibiricum* 655, 657.
— *suaveolens* 109—111, 114, 631, 637, 641, 657.
— *ursinum* 631.
— *Victorialis* 110, 631.
Allosorus falcatus 451.
Alnus 136, 184.
— *glutinosa* 136, 184.
— *incana* 44, 136.
Aloe 185.
— *arborescens* 381.
— *soccotrina* 384.
— *succotrina* 381.
Alsine setacea 801—803.
Alsophila australis 451.
Alyssum transsilvanicum 801.
Amblyostegium riparium 519.
Ambrosia 744. 751.
Ambrosiapilze 735, 736, 737, 738.
Ammophila 404, 408.
— *arenaria* 404, 410.
Ampelopsis quinquefolia 493.
Amphora ovalis 517.

Amygdalaceae 146.
Amygdaleen 145.
Amylobacter 362, 795.
Anabaena flos aquae 515.
— *spiroides* 515.
Andromeda polifolia 655.
Androsace 658.
— *lacti(folia?) flora* 153.
— *sarmentosa* 658.
— *Wulffenianum* 655.
Anemone silvestris 44.
— *stellata* 152.
— *stiriaca* 801.
Anthericus ramosus 655, 657.
Aphanizomenon flos aquae 512.
Aphanocapsa 413.
Apiocystis 789, 793.
Apium 644.
Apodya lactea 512.
Apteranthes 358.
Aquilegia 657.
— *atrata* 640.
— *vulgaris* 183.
Arabis petraea 44.
Araceae 424.
Arachis 228, 229.
— *hypogaea* 226, 229.
Aralia spec. 89, 96.
'Arawim 354, 355.
„Arâwîm“ 447.
'Arawîm 357.
Araucaria brasiliensis 380.
Arceuthobium oxycedri 530.
Arcyrien 344.
Arrhenaterum 533.
Arrhenatherum 537.
— *elatius* 537.
Aristolochia gigantea 220.
Aronicum scorpioides 655, 681.
Artemisia laciniata 44.
— *rupestris* 44.
Arthrospira Jenneri 510, 511.
Arum hygrophilum 318.
'Arwê nachal 355.
Asclepiadaceae 436.
Asparagus plumosus 705, 708.
Aspergillaceen 14.
Aspergillus 14, 247, 495, 496.
— *Fischeri* 14, 15.
— *herbariorum* 14, 15, 16.
Aspergillus nidulans 16.
— *niger* 495, 496, 498.
Asperula tinctoria 45.
Asphodelus ramosus 633, 637.
Aspidium Belangeri 450.
— *elongatum* 451.
— *Filix mas* 136.
— *Lonchitis* 450.
Asplenium 76.
— *Belangeri* 451.
— *diversifolium* 451.
— *nidus* 380.
— *viviparum* 380.
Aster sibiricus 48.
— spec. 480.
Asterionella 147.
— *formosa* 516.
Asterococcus 762—770.
— *superbus* 762, 763, 766—770.
Atriplex hortensis 5.
Aucuba 163.
Aukuba 153.
Avena 533, 536, 537.
— *sativa* 26, 55, 559.
Azalea 807.

Bachweiden 355.
Bacillaria paradoxa 517, 681, 684.
Bacillariaceen 508, 511, 615, 676.
Bacillariales 512, 513, 516.
Bacillus amylobacter 362, 363, 364, 366, 547, 549, 795.
— *asterosporus* 549, 796.
— *saccharobutyricus* 363.
Bacterium cellulosae 510.
„Baecka“ 355.
Balanites Aegyptiaca 357.
Balanophora involucra 185.
Bambusa 533, 537.
Bangiaceae 413, 418, 419.
Baka 355.
„Bakasträucher“ 355.
Bakterien 362, 781.
Bartschia alpina 655, 659.
Bartsia alpina 385.
Batrachospermum moniliforme 519.
B'châîm 355.
Beggiatoa 510.
— *alba* 510.
— *arachnoidea* 510.

Beggiatoa leptomitiformis 510.
Begonien 185, 605.
Begonia metallica 29.
— *semperflorens* 186, 187.
Bellis 662.
— *perennis* 655, 661.
Berberis empetrifolia 185.
Beta 337.
Betula 184.
— *alba* 183.
— *humilis* 184.
— *pubescens* 184, 489, 493.
Betulaceae 436.
Biddulphia 619.
— *orbiculata* 619, 620.
— *pelagica* 616, 619.
— *pellucida* 616, 619.
— *subsalsa* 619.
„*bîd*„ 447.
Bidens cernuus 136.
Biebersteinia multifida 318.
Bignoniaceen 185.
Biota orientalis 381, 384.
Blechnum brasiliense 451.
Blutalge 418.
Boehmeria tenacissima 710.
Botryococcus Braunii 518.
Botryoviscum 524.
Botrytis 495.
— *cinerea* 247, 495, 744.
Brachionus 513.
Brachysiphon 429.
Brassica Napus 55, 559.
— *oleracea* 381, 453.
— *Rapa* 55.
Brebissonia 148.
Bromeliaceen 487.
Bromus 311, 536.
— *Arduennensis* 311.
Broussonetia 297.
— *papyrifera* (L.) *Vent.* 296.
Bryophyta 519.
Bulbochaete setigera 519.
Bulliarda 688.
— *aquatica* 638.
Byssus 413.
— *purpurea* 419.

Cacteen 31.
Caelebogyne ilicifolia Smith 338.
Calamus Rotang 267.
Calligonum comosum 185.
Callisia 33, 37.
— *repens* 33.
Callitris articulata 359.
Calluna 655, 658.
— *vulgaris* 655.
Calomeria amarantoides Vent. 292.
Calothrix parietina 515.
Calotropis procera 356.
Calycanthus floridus 492.
Campanula 88, 659.
— *barbata* 48, 655.
— *glomerata* 655.
— *patula* 655, 659.
— *persicifolia* 183, 655, 659.
— *pulla* 655.
— *rotundifolia* 655, 659.
— *rapunculus* 655.
— *rapunculoides* 655.
— *Scheuchzeri* 655.
— *trachelium* 655, 659.
Canna sp. 381.
Cannabis 340.
Capparidaceen 220, 221, 222.
Capparis 739, 749.
— *spinosa* 738, 739, 753.
Capsella 24, 436.
Carex 136, 537.
Carpinus Betulus 136, 137.
Carteria 793.
— *cordifornis* 514.
— *obtusa* 518.
Carthamus tinctorius 321.
Castanea sativa 184.
Casuarina 436.
Catalpa 185.
Celtis 358,
Centaurea 323.
— *Cyanus* 480.
Centhranthus longiflorus 318.
Ceramiaceae 418.
Ceratiomyxa 342, 344—347, 349—352.
Ceratium 342.
— *hirundinella* 516.
— *hydnoides* A. et S. 352.
— *periodes* A. et S. 352.
— *tetraceros* 513.
Ceratophyllum demersum L. 136. 515.
Ceratostomella 736, 744.

Cercis siliquastrum 490, 493, 494.
Cerefolium sativum 153.
Cereus 530.
— *chilensis* 529.
Ceroxylineae 117.
Cestrum 183.
Ceterach officinarum 451.
Chaetoceras 147, 148, 149, 150, 151.
— *boreale* 148, 150.
— *constrictum* 150.
— *decipiens* 148, 150.
— *gracile* 148, 150.
Chaetophora elegans 519.
Charales 509.
Chelidonium majus 183, 655.
Chenopodium rubrum 89.
Chionanthus virginica 491.
Chlamydomonas 770, 793.
— *angulosa* 518.
— *Brauni* 514.
— *de Baryana* 512.
— *Ehrenbergi* 514.
— *intermedia* 518.
— *Kuteinikowi* 514.
— *longistigma* 518.
— *pisiformis* 518.
— *Reinhardi* 514.
— *reticulata* 514.
— *tingens* 565.
— *variabilis* 518.
Chlamydothrix ochracea 515.
Chlorella infusionum 512.
Chlorococcum 417, 545.
— *botryoides* 514.
— *infusionum* 763, 764, 766, 769.
Chlorogonium euchlorum 514.
Chlorophyceae 508, 771, 793, 794.
Chlorosphaera limicola 514.
Chromatium minutissimum 510.
— *Okenii* 510, 511, 513.
— *vinosum* 510.
Chromulina Rosanoffii 516.
Chroococcaceen 418, 543.
Chroococcus 417.
Chrysobalaneen 31.
Chrysomonadales 512, 516.
Chrysosphaerella longispina 512.
Chrysosplenium oppositifolium 45.
Cicer arietinum 318.
Cinnamomum Reinwardii 381.
Circaea lutetiana 183.
Cistus villosus 323.
Citrus 36.
Cladophora 453.
— *crispata* 515.
— *glomerata* 519.
Cladothrix 511.
— *dichotoma* 512.
Clathrocystis aeruginosa 515.
Cleome 221, 222.
— *spinosa* 222, 224.
Cleomoideae 221.
Clianthus puniceus 275.
Clonothrix fusca 515.
Closterium 31.
— *acerosum* 512, 514.
— *areolatum* 518.
— *dianae* 518.
— *Ehrenbergii* 518.
— *Leibleini* 514.
— *lunula* 517.
— *moniliferum* 514.
— *parvulum* 514.
Clostridium 362, 547—549, 795.
Clostridium α 363.
Clostridium β 363.
— *Americanum* 362, 547—549.
— *Pasteurianum* 362, 548.
Cocconeiden 677.
Cocconemeen 677.
Cocos nucifera 37, 115, 119.
Coelastrum microporum 518.
— *reticulatum* 518.
Coelosphaerium Kuetzingianum 515.
Coix 533, 537.
Colacium vesiculosum 513.
Colea 185.
Coleochaete pulvinata 519.
Colutea arborescens 275.
Commelina 537.
Commelinaceae 537.
Commiphora 355.
Compositen 424, 436.
Conocephalus spec. 303.
Conocephalum supradecompositum (7).
Conferva bombycina 515.
Confervales 512, 515, 518.
Conjugatae 514, 517.
Convallaria majalis 76, 77, 96.
Convolvulus Cantabrica 800.

— *sepium* 183.
Cornus sanguinea 183.
Coronilla Emerus 45, 739, 745—747, 753.
Corylus avellana 184.
— *Avellana* L. f. *oblonga* 136.
— *colurna* 490.
Coscinodiscus 148, 684, 685.
Cosmarium 787.
— *botrytis* 514.
Cotinus coggygria 184.
Cotoneaster vulgaris 136.
Crataegus coccinea 183.
— *pinnatifida* 96.
Crataegomespilus 604, 606.
— *Asnièresi* 606.
— *Dardari* 606.
— *Jouini* 606.
Crenothrix polyspora 515.
Crescentia 185.
Cribrarien 344.
Cryptoglena coerulescens 511.
— *pigra* 512.
Cryptomonadales 511, 513.
Cryptomonas erosa 513,
— *Nordstedtii* 511.
— *ovata* 513.
Cucurbita maxima 665.
Cupressineen 266, 274.
Cupressus sempervirens 266. 274.
Cyanophyceae 413, 414, 418, 544, 545, 771, 794.
Cycas revoluta 381.
Cyclotella comta 516.
— *Kuetzingiana* 516.
— *Meneghiniana* 516.
— *socialis* 147.
Cydonia vulgaris 184, 492—494.
Cydonium falcatum (*Cyrtomium*) ? 451.
Cylindrophoma 744.
Cymatopleura elliptica 517.
— *Solea* 517.
Cymbella Cistula 517.
— *Ehrenbergii* 517.
— *lanceolata* 517.
Cymbidium aloefolium 381.
Cynara Scolymus 383.
Cynodon 537.
Cyperus Mundtii 359.
Cypripedilum 436.
Cypripedium 612,
Cystopteris fragilis 451.
Cytisus 739.
— *Adami* 21, 137—147, 590—595, 602, 604, 606.
— *laburnum* 138, 140, 142—144, 146, 590 -595, 602, 642, 643.
— *purpureus* 137—147, 590, 591, 594, 602.

Dactylaena 221, 222.
Dactylococcus 787.
Dactylococcopsis rhaphidioides 515,
Dahlia variabilis 383.
Daphne Laureola 158, 163.
Daphniphyllum 165,
Davallia stricta 451.
Delphinium 655.
— *elatum* 655.
„*derächt-i-päsche*“ 447.
Desmidiaceen 31.
Dianthera Hochstetteri 222, 224.
Dianthus 656.
— *alpiuns* 655, 656.
— *Carthusianorum* 655, 656.
— *Libanotis* 319.
— *microlepis* 655, 656.
— *superbus* 655, 656.
Diapensia Lapponica 185.
Diatoma vulgare 513.
Diatomaceae 771, 794.
Diatomeen 147, 678.
Dichaea 82.
Dicotyledoneae 190, 515, 519.
Dicranochaete 787.
— *reniformis* 794.
Dicranum undulatum 78, 81, 83.
Dictyosphaerium Ehrenbergianum 514.
— *pulchellum* 514.
Dimorphococcus lunatus 518.
Dinobryon spec. 516.
Dioscorea Batatas 89.
Dolichos 230.
Dracaena 36.
Dracocephalum austriacum 800.
Draparnaldia glomerata 518.
— *plumosa* 519.
Drimys Winteri 419, 434.
Drosera 107, 112, 113.
— *anglica* 655.
— *capensis* 115, 300, 639.
— *intermedia* 655.

Drosera rotundifolia 655.
— *spathulata* 635, 638, 639, 640.
„*duranga*“ 447.
„*durangun*“ 447.

Ebkah 355.
Echinops viscosus 315.
Ectocarpaceae 476.
Embotryum coccineum 185.
Emerus 744, 746, 749.
Encyonema prostratrum 517.
— *ventricosum* 517.
Endoblastoderma salmonicolor 512.
Epilobium 659, 622.
— *angustifolium* 655, 660, 661, 662.
— *roseum* 655, 660, 662.
— *trigonum* 655, 662.
Epimedium alpinum 183.
Epithemia 677.
— *Sorex* 517.
— *turgida* 517.
— *Zebra* 517.
Eranthis hiemalis 439.
Eremosphaera 762, 763, 765, 768—771.
— *viridis* 763, 769, 771.
Erica 709, 710.
— *hiemalis* 706, 709.
Ericineae 808.
Erigeron 579.
— *canadensis* 655, 661.
Erisiphe 736.
Erythraea Centaurium 655, 658.
Erythrostictus 358.
Erythrotrichia obscura 419.
Euascomycetes 512.
Euchlaena 536, 537.
Eudorina elegans 518.
Euglenaceen 507.
Euglena acus 513.
— *deses* 513.
— *geniculata* 516.
— *gracilis* 564, 565.
— *minima* 516.
— *oblonga* 516.
— *oxyuris* 513.
— *pisciformis* 513.
— *quartana* 513.
— *spirogyra* 513.
— *tripteris* 513.
— *velata* 513.
Euglena viridis 507, 511, 513.
— *viridis* var. *lacrustis* 511.
Euglenales 511, 513, 516.
Eumxceten 507.
Eunotia Arcus 517.
Euphorbia 355, 525, 526, 527, 528, 530.
— *Gerardiana* 381.
— *Lathyris* 153, 165.
— *polygona* 524, 525, 526, 528.
Euphorbiaceen 335, 338.
Euphrasia 575.
— *officinalis* 385.
Euphratpappel 355.
Eupodiscus 684, 685.
Euryale 137.
— *europaea* 132, 133, 135, 136.
— *ferox* 132, 133, 134, 135, 136.
Euviscum 524.
Evonymus europaeus 88, 491.
— *japonicus* 711, 712.
— *jap. argenteo-marginatis* 712.
— *jap. fol. aureo-marginatis* 712, 713.
Excentrosphaera 771.

Fagaceae 436.
Fagus 99, 189.
— *silvatica L.* 96, 98, 136, 137, 183, 184, 490, 491, 493.
Fegatella 302, 303, 304.
— *conica* 302, 303, 308.
„*fer*“ 448.
Festuca 404, 536, 537.
Festucaceen 536.
Ficus 641.
— *aureau* 641.
— *barbata* 35.
— *populnea* 641.
Flagellatae 415.
„*Fliegenbaum*“ 447.
Floribunda 475.
Florideae 413, 415, 417, 418, 519.
Fluminia arundinacea 44.
Fontinalis antipyretica 519.
Fragilacia crotonensis 147.
Fragilaria construens 516.
— *mutabilis* 516.
— *virescens* 516.
Frangula frangula 183.
Fraxinus exelsior 136, 184.
Fritillaria Hermonis 319.

Fuligo 344.
Funkia Sieboldii 96.
Fusarium aquaeductuum 512.

Galium Mollugo 385.
— *rotundifolium* 44.
Gallionella ferruginea 515.
„Garb“ 448.
Gasphlegmonebacillus 363.
Genista 739.
— *tinctoria* 739.
Gentiana acaulis 655.
— *asclepiadea* 655.
— *bavarica* 655.
— *ciliata* 655.
— *cruciata* 655, 658.
— *germanica* 655.
— *nivalis* 655.
— *Pneumonanthe* 655.
— *punctata* 655, 658.
Geranium rotundifolium 801.
Gerste 533.
Gesneriaceen 665.
Geum urbanum 153.
„Gharab“ 354, 355, 356, 445, 447.
Gingko 88, 89, 97, 99.
— *biloba* 96, 98, 188.
Glaucocystideae 413.
Glaucophyceae 413.
Glaucothrix gracillima 515.
Glechoma hederaceum 439, 442, 444.
Gleditschia 97.
— *triacantha* 96.
Globularia 659.
— *cordifolia* 655, 660.
— *nudicaulis* 655, 659, 660.
— *vulgaris* 45, 655, 660.
Gloeocapsa ampla 763.
Gloeocystis 764, 766, 770.
— *ampla* 763, 766.
— *gigas* 768.
— *infusionum* 763, 766, 769.
— *major* 766.
— *maxima* 762.
— *Nägelii* 766.
— *vesiculosa* 766.
Gnaphalium Leontopodium 661.
„Goeyb“ 319.
Gomphonema acuminatum 517.
— *angustatum* 517.
Gomphonema capitatum 517.
— *constrictum* 517.
— *olivaceum* 514.
— *parvulum* 514.
— *tenellum* 514.
Gomphosphaeria lacustris 515.
Gonium sociale 514.
— *tetras* 514.
Gonyaulax apiculata 516.
Gramineen 424, 536.
Granulobacter 362, 547, 795.
— *butyricum* 363.
— *pectinovorum* 363.
Gras 453.
„Guayule“ 248.
Gundelia Tournefortii 319.
Gunnera 420, 424, 425, 427, 428, 430 bis 435, 437, 550.
— *chilensis* 421, 550, 552, 553, 555.
— *Hamiltonii* 420, 421, 422, 423, 424, 426, 427.
— *macrophylla* 421—428, 430, 433, 434, 555.
Gymnodenium palustre 516.
Gymnogramme sulfurea 451.
Gypsophila Rokejeha 185.

Haematococcus Droebakensis 820.
Hafer 533, 537.
Halorrhagis 430.
Halorrhagidaceae 430.
Hammatolobium lotoides Fenzl 320
Hanf 338, 340.
Hantzschia amphioxys 512.
Haptocarpum Ule 223.
— *bahiense* Ule 222, 223, 224.
Hedera 153.
Hefen 781.
Helianthemum 436.
— *canum (L.) Baumg.* 45.
— *Fumana* 45.
— *oelandicum* 45.
Helianthus 66, 325, 328, 385.
— *annuus* 55, 56, 61, 328.
Helleborus viridis 382.
Helodea (Elodea) canadensis 515.
Helosis 612.
— *guyanensis* 436, 611.
Helvella esculenta 384.
Hemiascomycetes 512.

Heracleum sibiricum 382.
Hildenbrandia rivularis 515.
Hippophaë rhamnoides 47.
Hippuris 430, 431.
— *vulgaris* 430, 655.
Holcus 537.
Hordeen 536.
Hordeum 312, 319, 533, 536, 537, 704, 708.
— *bulbosum* 315.
— *distichum* 312.
— *hexastichum* 312.
— *ischnatherum* Coss. 312.
— *Ithaburense* 314.
— *murinum* 704.
— *spontaneum* 311, 312, 314—317, 320, 322.
— *tetrastichum* 312.
— *vulgare* 55.
Hormodendron 745.
Hormospora 787.
Hottonia palustris 655.
Hühnerdarm 76.
Humea 293, 294, 297.
— *elegans* Sm. 292, 297.
Humulus 339.
— *lupulus* 340.
Hyacinthus orientalis 439.
Hydrocharis morsus ranae 439.
Hydrodictyon 821.
— *utriculatum* 518.
Hymenomyceten 736, 744.
Hyoscyamus orientalis 383.
Hypericum perforatum 655.
Hyphomyceten 342.

Jasione 659.
— *montana* 655, 659.
Ilex Aquifolium 45.
Impatiens Balsamina 440, 441, 442, 444.
— *Nolitangere* 655.
— *parviflora* 183, 440, 442—444, 493, 655.
Iris germanica 96, 480.
Isoëtes lacustris 519.
Isthmia 684, 685.

Juglandaceae 433.
Juglans 433.
Juniperus excelsa 266.

„*Kandela*“ 225, 228.
Kandelabohne 225.
Kerria japonica 594.
Kerstingia K. Schum. 230.
Kerstingiella Harms 230.
— *geocarpa Harms* 231.
Knautia arvensis 686.
Knollenbegonie 588.
Kochia trichophila 382.
„*Kûwân*“ 447.

Laburnum Adamii 590.
Lactarius 626.
Lactuca quercina 46.
— *scariola* 490.
Laminaria 476.
— *digitata* 476.
Lamprocystis 513.
— *roseo persicina* 510, 511.
Lampropedia hyalina 512.
Larix 136.
— *europaea* 96.
Lasiagrostis 404.
— *Calamagrostis* 404.
Lathraea 574, 575.
— *Squamaria* 385, 575.
Laubmoose 781.
Laurus Benzoin 491.
Ledum palustre 384.
Leersia hexandra 359.
Leguminosen 456.
Lemanea torulosa 519.
Lemna minor 515.
— *polyrhiza* 515.
— *trisulca* 519.
Leontopodium alpinum 655.
Lepidium sativum 559.
Lepocinclis ovum 512.
— *texta* 512.
Leptocylindrus adriaticus 615, 616.
— *danicus* 615.
Leptomitus lacteus 512.
Levisticum officinale 382.
Ligustrum vulgare aureum 713.
— *vulgare fol. aureo-variegatis* 713.
Liliaceae 432, 587, 631.
Lilium candidum 313, 811.
Limnanthemum 658.
— *nymphaeoides* 655.
Limnocharis emarginata 436.
Limosella aquatica 655.
Linaria vulgaris 655.

Linosyris vulgaris 45.
Linum catharticum 655.
— *toxicum* 319.
Liriodendron 88, 89, 97, 99, 100.
— *tulipifera* 96, 98.
Lloydina serotina 655.
Lobomonas Francei 518.
Loiseleuria 807.
— *procumbens* 803, 807.
Lolium 238, 246, 533, 536, 537.
— *italicum* 239, 245.
— *linicolum* 246.
— *perenne* 246.
— *temulentum* 238, 239, 240, 245, 246.
Loliumpilz 239, 246.
Lomaria Spicant 451.
Lonicera coerulea 44.
— *tatarica* 492.
— *xylosteum* 184.
Loranthaceen 252.
Loranthoideae 529.
Loranthus 436, 529, 664.
— *Ehlersii* 119.
Lotus 739.
Lotusblume 273.
Loudonia 430.
Lourea 730.
— *vespertilionis* 730.
Lupinus 330.
— *albus* 55, 455, 456, 459, 461, 463—466.
— *angustifolius* 455.
— *luteus* 325, 326, 327, 455.
— *mutabilis* 325, 329.
Luzula albida 655, 657.
Lyellia crispa 81.
Lychnis lapponica 655, 656.
Lycopersicum 600.
Lyngbya antliaria 413.
Lysimachia vulgaris 655, 658.

Maclura aurantiaca 32.
Macrophoma 736, 744, 745, 746—753.
— *Coronillae Emeri* 747.
— *spartiicola* 748, 749.
Mais 533, 537.
Malaxis monophyllos 44.
„malham“ 448.
Mallomonas acaroides 516.
— *producta* 516.
Malva neglecta 183.
Marchantia 302, 303, 304.
— *polymorpha* 301, 302, 303, 380.
Matthiola spec. 480.
Maulbeere 355.
Mäusedorn 706.
Meionectes 430.
Melampsora 746.
Melampyrum 574—577, 579.
— *arvense* 576, 579—582, 584—587.
— *nemorosum* 385, 578.
— *pratense* 578, 587.
— *silvaticum* 385, 576, 578—582, 584 bis 587.
Melandryum 338, 340.
— *rubrum* 342.
Melanopsis 321.
Melosira ambigua 516.
— *arenaria* 516.
— *Binderiana* 516.
— *crenulata* 516.
— *granulata* 516.
— *italica* 516.
— *varians* 513.
Mercurialis annua 333—339.
Meridion circulare 516.
Merismopedia convoluta 515.
— *glauca* 515.
Merssîsch 357.
Mesosaprobien 511.
Metaphyten 344, 349.
Metazoen 344, 345, 349.
Microcoleus subtorulosus 515.
Microcystis incerta 515.
Microneis minutissima 513.
Microthamnion Kuetzingianum 515.
Milzfarn 76.
Mimosa 235, 732.
— *pudica* 234, 236, 237, 725, 730, 732, 734, 735.
— *sensitiva* 234, 236, 237.
Mimulus luteus 655, 658.
— *Tillingi* 152.
Mnium 301, 305, 306, 307, 308, 380.
Moehringia Malyi 801.
— *muscosa* 655.
Monilia 742.
Monocotyledoneae 121, 267, 268, 515, 519.
Monotropa Hypopitys 385.
Moraceae 296, 550.
Morus nigra 446.

Mougeotia genuflexa 518.
Mourera 611, 612.
Mucor 495, 496, 500. 501, 512.
— *Mucedo* 247, 495, 496, 498, 499, 502.
Myricaria 635.
— *germanica* 47, 644.
Myrionema 476, 478.
— *strangulans* Grev. 476.
— *vulgare* Thur. 476.
Myriophyllum 430.
Myrtus communis 706.
Myxomonas 179, 180, 181.
— *Betae* 177, 178, 181, 182.
Myxomyceten 177, 179, 181. 342. 344 bis 349.

Nachtschatten 595.
Najas marina 136, 137.
— *minor* 136.
Narthecium ossifragum 655.
Navicula 677.
— *ambigua* 513.
— *amphisbaena* 513.
— *atomus* 513.
— *Brebissonii* 513.
— *Clausii* Gr. 517.
— *cryptocephala* 513.
— *cuspidata* 513.
— *dicephala* 517.
— *gastrum* 517.
— *gibba* 517,
— *hungarica* 517.
— *inflata* 517.
— *Iridis* 517.
— *limosa* 517.
— *major* 517.
— *mesolepta* 513, 517.
— *perpusilla* 517.
— *radiosa* 513.
— *rhynchocephala* 513.
— *viridis* 517.
— *viridula* 517.
Naviculeen 683.
„*Negerkartoffel*“ 625.
Nelumbium 185, 273.
— *speciosum* Willd. 269, 270, 273.
— *nucifera* Gärtner 269, 270.
Nepeta grandiflora 5.
Nephrolepis exaltata 451.
Neritina 321.
Nicotiana 105, 107—109.
Nigella 106, 634, 635, 637, 643, 655.
— *damascena* 114, 633, 634.
— *sativa* 632, 633, 634, 636.
Nitzschia 677, 678.
— *acicularis* 514.
— *communis* 514.
— *dissipata* 514.
— *linearis* 517.
— *Palea* 512.
— *Palea* var. *fonticola* 512,
— *parvula* 514.
— *sigmoidea* 517.
— *stagnorum* 514.
— *vermicularis* 517.
— *vitrea* 517.
Nuphar 268, 271.
— *advenum* 655.
— *luteum* Smith 265, 271, 272, 273, 274, 519, 655.
Nymphaea 36, 269, 271, 273.
— *alba* 270, 271, 519, 655.
— *coerulea* 270.
— *Lotus* 269, 270, 271, 273, 655.
— *pubescens* Willdenow 269.
— *rubra* Roxb. 269.
— *thermalis* DC. 269.
— *Zenkeri* Gilg 269.
Nymphaeaceae 185, 265, 268—270, 272. 274.

Odontites 575.
Oedogonium 787.
— *species* 515.
Oenothera 609, 611, 755, 757, 758.
— *albida* 189,
— *biennis* 608, 759, 760, 762.
— *biennis* × *O. gigas* 760, 761.
— *brevistylis* 668. 755. 756, 759. 760.
— *cruciata* 755.
— *gigas* 754—762.
— *gigas* × *O. biennis* 760.
— *gigas* × *O. brevsitylis* 761.
— *gigas* × *O. Lamarckiana* 756. 757, 761.
— *gigas* × *O. muricata* 760.
— *gigas* × *O. rubrinervis* 758. 761.
— *hirtella* 759.
— *Hookeri* 759, 760.
— *Lamarckiana* 189. 608—614, 667—670, 673, 755—762.
— *forma Laeta* 667—670. 672. 674, 675.

Oenothera forma Velutina 667—675.
— *Lamarckiana* × *O. gigas* 758—761.
— *lata* 755, 756, 759, 760.
— *lata* × *O. biennis* 759.
— *lata* × *O. gigas* 759, 761.
— *lata* × *O. Hookeri* 760.
— *lata* × *nanella* 755.
— *longiflora* 612.
— *muricata* 668, 669, 670, 761, 762.
— *muricata* × *gigas* 760.
— *muricata* × *Lamarckiana* 670.
— *muricata* × *Oenothera nanella* 668, 669, 670, 171, 673, 675.
— *murinella* 669, 671, 672, 673, 674.
— *murinella* × *Laeta* 675.
— *nanella* 667, 668, 667, 668, 669, 674, 755, 757, 759, 762.
— *nanella* × *Laeta* 675.
— *nanella* × *O. velutina* 674.
— *rubrinervis* 189, 611, 755, 756, 759.
— *rubrinervis* × *O. gigas* 761.
— *strigosa* 759, 760.
— *Velutina* 674.
— *Velutina* × *Murinella* 673.
— *Velutina* × *O. nanella* 673, 674.
Oligosaprobien 515.
Ononis antiquorum 315, 317.
Oocystella 814.
Oocystis 812—821.
— *submarina* 812, 813, 815, 817, 819—821.
Orchideen 31.
Orchis palustris Jacq. 45.
Origanum vulgare 48.
Orobanche cruenta 655.
— *Salviae* 655.
Orobancheen 575
Orontium aquaticum 185.
Oryza 536, 537.
— *australis* 359.
— *sativa* 533.
Oschar 356.
Oscillatoria Agardhii 515.
— *anguina* 515.
— *antliaria* 512.
— *brevis* 511.
— *chalybea* 511.
— *chlorina* 511.
— *formosa* 511.
— *limosa* 512.
Oscillatoria princeps 511.
— *putrida* 511.
— *rubescens* 515.
— *splendida* 511.
— *tenuis* 511.
Osmunda 450.
— *cinnamomea* 450.
— *claytoniana* 450, 451.
— *regalis* 450.
— *spectabilis* 450.
Ostrya virginica 490, 494.
Oxalis 19.
— *Acetosella* 655.
— *crassicaulis* 19.
— *crenata* 19.
Oxytropis campestris 44.
— *deflexa* 48.
— *pilosa* 44.

„*padah*“ 447.
„*pāda*“ 447.
Paederota Bonarota 655.
Paeonia 480.
— *chinensis* 382.
Palmellaceae 413.
Palmella cruenta 413.
Palmen 31.
Pandanus 429.
Pandorina morum 518.
Panicum 536, 537.
Papaver alpinum 655.
Papilionaceen 739.
Pappel 355, 356.
Paris quadrifolia 432, 655.
Parnassia palustris 655.
Parthenium argentatum 248, 251, 262.
— *incanum H. B. K.* 262.
— *tomentosum DC.* 262.
„*pas-i-bîd*“ 447.
Passiflora 185.
„*patta*“ 447.
Pediastrum 821.
— *boryanum* 514.
— *duplex* 518.
— *kawraiskyi* 518.
— *Rotula* 518.
— *tetras* 518.
Pedicularis 114, 659.
— *palustris* 655.
— *Sceptrum Carolinum* 114, 631.

Pellia 303, 304, 305.
— *epiphylla* 308.
Penicillaria 533, 537.
Penicillium glaucum 325,495.
— *luteum* 649.
Penaea 429.
Penaeaceae 429—435, 437.
Peperomia 420, 424, 427, 431—435, 437.
— *hispidula* 430, 433, 434.
— *pellucida* 420, 431, 434.
Peridiniales 507, 509, 513, 516.
Peridinium berolinense 516.
— *bipes* 516.
— *cinctum* 516.
— *minimum* 516.
— *quadridens* 516.
— *tabulatum* 516.
Peronospora 736.
Peronosporeae 372.
Petiolares 474.
Petunia 480.
Phacelia 644.
— *tanacetifolia Benth.* 301, 638, 655, 664.
Phacotus lenticularis 518.
Phacus caudata 513.
— *longicauda* 516.
— *parvula* 516.
— *pleuronectes* 516.
— *pyrum* 516.
Phalaris 533, 536, 537.
Phaseoleae 230.
Phaseolus 26, 235, 729—732.
— *multiflorus* 5, 12, 13, 25, 55, 62, 233—234, 236, 237, 481, 482.
— *vulgaris* 237, 453.
Philadelphus pallidus 803.
Phoenix reclinata 381.
Phoma 744, 747, 748, 750—752.
— *Coronillae* 746, 751.
— *errabunda* 749.
— *leguminum* West 748.
Phormidium 417, 545.
— *autumnale* 511.
— *foveolarum* 511.
— *inundatum* 515.
— *papyraceum* 515.
— *subfuscum* 512.
— *uncinatum* 511.
Phragmites communis 136.
Phrygilanthus aphyllus 529, 530.
Phycomycetes 512, 560.
Phycomyces nitens 55.
Physarum 347.
Phyteuma orbiculare 655.
— *spicatum* 46, 183.
Phytoconis 413.
Picea alba 381.
— *excelsa* 136.
Picea sp. 136.
Pilea 35.
— *urticifolia* 35.
Pilobolus 205.
Pinguicula 634, 636—642, 644.
— *vulgaris* 635, 638, 663.
Pinnularia 678.
— *nobilis* 682.
Pinus excelsior 153.
— *nigra* 799.
— *silvestris* 136.
— *Strobus* 153.
Piperaceae 420.
Pirola rotundifolia 655.
— *uniflora* 655.
Pirus amygdaliformis 184.
— *aria* 184.
— *Malus* 382.
Pisum 5, 330.
— *sativum* 5, 10, 11, 55, 325, 329, 382, 811.
Planktondiatomeen 148.
Plantago Cynops 800.
— *lanceolata* 686, 690, 691, 692, 698, 699.
— *major* 439.
Platanus orientalis 184.
Pleurococcaceae 413, 789, 793.
Pleurococcus 417, 545, 766.
— *superbus* 762, 763, 766, 768.
— spec. 766.
Pleuroplitis 533. 537.
Pleurosigma attenuatum 517.
Pleurospermum austriacum 44.
Pleurostauron acutum 677.
Poa 106. 107—109. 113, 579. 644.
— *annua* 579.
— *pratensis* 105, 636, 637, 661, 662.
— *trivialis* 637.
Podosphenia communis 617.
Podostemonaceen 31.
Polanisia 222.

Polemonium coeruleum 655.
Polycarpon succulentum 185.
Polyedrium 821.
Polygonum aviculare 384.
— *Bistorta* 136.
— *Persicaria* 136.
— *sacchalinense* 92.
Polypodium Dryopteris 450.
— *leiorhizon* 380, 384.
— *nervifolium* 380, 384.
— *Reinwardtii* 451.
— *rubrum* 451.
— *vulgare* 450.
Polysaprobien 510.
Polytoma uvella 511.
Polytrichadelphus semiangulatus 81.
Polytrichaceae 78, 80.
Polytrichum 85, 301, 304—307, 402, 403, 410, 412.
— *commune* 80—82, 84—87, 399, 404, 410.
— *formosum* 81, 82.
— *gracile* 81, 82.
— *juniperinum* 308.
— *pungens* 81.
Populus 97.
— *Ariana* 360.
— *Bonnetiana* 360.
— *dilatata* 32.
— *diversifolia* 353, 360.
— *Euphratica* 353—357, 359, 360, 445, 446, 448.
— *Euphratica* subsp. *Denhardtiorum* Engl. 358, 359, 360.
— *Illicitana* 358—360.
— *Litwinowiana* 360.
— *Mauritanica* 360.
— *mutabilis* 353.
— *pruinosa* 448.
— *suaveolens* 382.
— *tremula* 88, 96, 98, 183, 184, 186, 353, 448.
var. δ *hippophaëfolia* 354.
γ *lanceolata* 354.
α *orbicularis* 354.
β *ovata* 354.
Porphyraceae 413.
Porphyra leucosticta 419.
Porphyridium 413, 414, 417—419, 541, 543—546.
Porphyridium cruentum 413, 416, 540, 543.
Potamogeton acutifolius 136.
— *crispus* 136, 519.
— *crispus* var. *Phialensis* 317.
— *natans* 136.
— *pectinatus* 519.
— *Phialae* 317.
— *trichoides* 317.
Potentilla fruticosa 44.
— *silvestris* 183.
Poterium spinosum 317, 323.
Prasinocladus 793.
Preissia 303.
— *commutata* 303.
Primula 469.
— *Arendsii* Pax 468, 469, 473—475.
— *Auricula* L. 469, 658.
— *auricula* × *viscosa* 655.
— *cortusoides* L. 468.
— *elatior* 658.
— *farinosa* L. 469.
— *glutinosa* 655.
— *japonica* 474.
— *megaseaefolia* Boiss. 469, 473.
— *mollis* Hook. 468—473, 475.
— *obconica* Hance 468—474.
— *petiolaris* Wall. 469.
— *petiolaris* Wall. var. *pulverulenta* Hook. 474, 475.
— *pubescens* 655.
— *pulverulenta* h. Veitch 469.
— *rosea* Royle 655, 657.
— *Sieboldii* Morren 468.
— *sinensis* Lindl. 468, 469.
— *spectabilis* 655, 659.
— *verticillata* Forsk. 469, 475.
Proserpinaca 430.
Prosopis Stephaniana 315.
Protea Kilimandscharica 119.
Protococcea 794.
Protococcaceen 544.
Protococcales 511, 512, 514, 518.
Protococcus 413, 764.
— *botryoides* 518.
Prunus 184.
— *Avium* 488.
— *cerasifera* 184, 488.
— *mahaleb* 184.
— *myrobalana* 738.

Prunus Padus 487, 493, 494.
Psamma arenaria 404.
Ptelea 97, 99.
— *trifoliata* 88, 89, 96, 98.
Pteridophyta 519.
Pteris 451.
— *argyrea* 451.
— *cretica* 451.
— *flabellata* 451.
— *quadriaurita* 450.
— *serrulata* 451.
— *tremula* 451.
Pteromonas alata 518.
Pulsatilla patens 44.
Pyrus 97, 99.
— *ussuriensis* 88, 96, 98.

Quercus 189, 453.
— *Aegilops* L. 264, 265, 274.
— *cerris* 184.
— *pedunculata* 136, 183.

Ramischia secunda 655.
Ranunculaceae 436.
Ranunculus 537.
— *aconitifolius* 183.
— *cassubicus* 44.
— *illyricus* 45.
Raphanus sativus 382.
Razumowia paniculata Spr. 292.
Reboulia 303.
— *hemisphaerica* 303.
Reis 533.
Rhamnus cathartica 136.
Rhaphidium polymorphum 518.
— *polymorphum* var. *aciculare* 514.
Rheum palmatum 382.
Rhinanthaceen 574, 578.
Rhinanthus crista galli 385.
— *minor* 574.
Rhizoclonium hieroglyphicum 519.
Rhizosolenien 148, 619.
Rhodochorton purpureum 418.
Rhododendreae 155.
Rhododendroideae 166.
Rhododendron 151—153, 159, 162, 163, 166, 641, 805, 807.
— *arboreum* 152.
— *campylocarpum* 151, 153.
Rhododendron ferrugineum 152, 158, 163, 655.
— *Himalaya* 151—155, 161, 163.
— *hirsutum* 152, 158.
— *intermedium* 152.
— *maximum* 151, 152.
— *ponticum* 152, 153, 158, 163, 800.
— *Smirnowii* 151, 153, 164,
Rhoicosphenia curvata 514.
Rhopalodia gibba 517.
Rhus Cotinus 493.
— *Toxicodendron* 96, 98.
Rhynchonella ? (fossil.) 319.
Rhynchostegium murale 401.
Ribes 183.
— *floridum* 183.
— *grossularia* 183.
— *nigrum* 183.
— *petraeum* 183.
— *rubrum* 183.
— *sanguineum* 183.
Richardia aethiopica 439.
Richteriella botryoides 518.
Ricinus communis 5, 13, 14.
Robinia pseudacacia 183, 455.
Roggen 533, 539.
Rosaceae 436.
Rosa rugosa 96.
Rotifer 513.
Rozites 736.
Rubiaceae 436.
Rubus Idaeus 136.
Rumex maritimus 136.
— *Patientia* 382, 390, 391.
Ruscus aculeatus 706, 710.

Safsaf 357.
Sagittaria natans 395.
Sakkûm 357.
Salicaceae 436.
Salix 114, 357, 447.
— *Babylonica* 445, 447.
— *safsaf* 356, 447.
— *Safsaf belledi* 357.
— spec. 89, 136.
Salsola 185.
Salvinia auriculata 380.
— *natans* 519.
Sambucus 643.
— *nigra* 183, 406, 642.

Sambucus spec. 136.
Saprobien 505, 506.
Saprolegnia 368, 373, 376.
— *monoica* 371, 376.
Saprolegniaceen 367, 368, 376.
Sarcina paludosa 510.
Sarcocolla 429.
Sarcoderma 413.
Sarothamnus 739, 743, 747—751.
— *scoparius* 739, 743, 747, 748, 754.
Satureia 687, 688, 689, 699.
— *hortensis* 686, 689, 690, 701.
Saxifraga 657.
— *aizoides* 655, 657.
— *bryoides* 655.
— *geum* 183.
— *granulata* 655.
— *nivalis* 655, 657.
— *oppositifolia* 655.
— *orbiculata* 382.
— *rotundifolia* 655, 657.
— *stellaris* 655, 658.
— *tridactylites* 655.
Sceletonema costatum 148.
Scenedesmaceae 789, 793.
Scenedesmus acuminatus 514.
— *bijugatus* 514.
— *obliquus* 514.
— *quadricauda* 514.
Schenkia Blumenaviana 382, 384.
Scheuchzeria palustris 654.
Schizochlamys 783, 787, 789—795.
— *gelatinosa* 783.
Schizogonium 413, 545.
Schizomyceten 507, 509—512, 515.
Schizophyceen 507, 510—512, 515.
Schloenbachia Olivetti 328.
Sciadophyllum Brownii 185.
Scilla cernua 381.
— *cerna* 45.
Scirpus 537.
— *lacustris* 136.
Sclerocarpus 293.
Scolopendrium 450.
— *vulgare* 449, 450, 451.
Scorzonera hispanica 383.
Scrophularia 750, 751.
— *canina* 738, 739, 750, 754.
Secale 321, 533, 536, 537.
Secale cereale 55.
— *montanum* 321.
Selaginella 406.
— *Martensii* 380.
Selenastrum bibraianum 514.
Sempervivum 439.
Septosporium myrmecophilum Fres. 735.
Serpicula 430.
Serratula tinctoria 383.
Silene dichotoma 686.
— *inflata* 686, 689, 690.
— *Pumilio* 655.
Sinenses 468.
Sinapis alba 55, 559, 811.
Sisymbrium 24.
Solanaceen 607.
Solanum 605.
— *lycopersicum* 596, 598—633, 606, 607.
— *lycopersicum „König Humbert, gelbfrüchtig"* 597, 598, 600, 602.
— *nigrum* 596—607.
— *nigrolycopersicum* 605.
— *nigrum* L. + *S. lycopersicum* L. (1908.) 604.
— *tubingense* 595—597, 599, 603—607.
Soldanella alpina 655, 656.
— *montana* 655—657.
Sorbus torminalis 183.
Sorghum 533, 537.
Sparganiaceen 424.
Sparmannia africana 89, 96.
Spartium 185.
— *junceum* 748.
Sphaeriaceen 736.
Sphaerocystis Schroeteri 518.
Sphaerotilus 507.
— *natans* 510, 511.
— *roseus* 510, 511.
Spiraea opulifolia 183.
Spirillum Rugula 510.
— *serpens* 510.
— *tenue* 510.
— *Undula* 510.
— *volutans* 510.
Spirochaete plicatilis 511.
Spirogyra 208, 210—212.
— *crassa* 514.
— *gracilis* 518.
— *irregularis* 518.

Spirogyra nitida 518.
— *porticalis* 514.
Spondylomorum quaternarium 512.
Ssafssâf 357.
Stachelbeere 631.
Stachys palustris 183.
— *silvatica* 183.
Stapfia 793.
Staurastrum tetracerum 518.
Stauroneis acuta 512.
Phoenicenteron 514.
Stellaria media 76.
Stemoniteen 344.
Stemonitis flaccida 352.
— *fusca* 347.
Stephanodiscus Hantzschianus 513.
— var. *pusillus* 513.
Sterigmatocystis 16.
— *nidulans* 16.
Stichococcus bacillaris 514.
— *bacillaris f. confervoidea* 512.
Stigeoclonium tenue 512, 544.
Stipa pennata 45.
Stratiotes aloides 136.
Streptococcus margaritaceus 510.
Striatella 617.
— *interrupta* 615, 616, 617, 618.
— *unipunctata* 617.
Struthiopteris fragilis 451.
Surirella biseriata 517.
— *ovalis* var. *ovata* 514.
— *ovata* 514.
— var. *angusta* 514.
— var. *minuta* 514.
— *splendida* 517.
Swainsona galegifolia var. *alba* 275.
Synedra actinastroides 513.
— *acus* 516.
— *radians* 513.
— *Ulna* 517.
— *Ulna* var. *splendens* 513.
— *Vaucheriae* 513.
Synura Uvella 512, 516.
Syringa 453.
— *villosa* 184.

Tabellaria 147, 148.
— *flocculosa* 516.
Tacca macrantha 395.
„*tal-turangyl*“ 447.
Tamarix Jordani 356.
Tanacetum vulgare 383.
Taxus baccata 136, 137.
Telephora 413.
„*terängut*“ 447.
Tessella interrupta 615, 617.
Tetraëdron 816—821.
— *muticum* 817, 820.
Tetraspora 783, 789, 792, 793.
— *explanata* 518.
— *gelatinosa* 518.
Tetrasporaceae 783, 793.
Thalictrum angustifolium 655, 657.
— *aquilegiifolium* 655, 657.
— *foetidum* 801.
Thallasothrix nitzschioides 148.
Thea Bohea 382.
Thesium 436.
— *alpinum* 44.
Thiopolycoccus ruber 510.
Thiospirillum sanguineum 511.
Thiothrix nivea 511.
Thlaspi arvense 643.
— *rotundifolium* 642.
Thuja occidentalis 381, 384.
— *orientalis* 266.
Thymus vulgaris 686.
Tilia 4.
— *alba* 489, 493.
— *grandifolia* 489, 493.
— *intermedia* 183.
— *parvifolia* 97.
— *tomentosa* 184.
Tofieldia 657.
— *calyculata* 655.
Tofjeldia calyculata 44.
Tomate 595.
— „*Gloire de Charpennes*“ 596.
— „*König Humbert*. gelbfrüchtig“ 596.
Topola 355.
Torenia 605.
— *asiatica* 605.
Torula ? 512.
Tozzia 574, 575.
Trachelomonas hispida 513.
— *volvocina* 513.
Tradescantia 33, 34, 210.

Tradescantia discolor 210, 232, 439, 729, 731.
— *Seloi* 439.
— *virginica* 29.
— *zebrina* 439.
Tragus 533.
Trapa natans 136, 655.
Tremella 413.
Trentepohlia 413.
Trianaea bogotensis 439.
Triceratium 684, 685.
Trientalis 658.
— *europaea* 655.
Trichomanes 31.
Trifolium 453, 781.
Trigonella Aschersoniana Urb. 229.
Trillium grandiflorum 482.
Triplachne 358.
Triticum 310, 312, 314—324, 401—405, 408, 453, 533, 536, 537, 579.
— *aegilopoides* 311, 312.
— *dicoccoides* 309, 311, 313, 315—317, 319—322.
— *dicoccum* 320, 322, 323.
— *junceum* 404, 410.
— *monococcum* 319, 320.
— *monococcum aegilopoides* 312, 319, 320.
— *monococcum* var. 311.
— *vulgare* 55.
Tropaeolum Lobbianum 186.
— *majus* 104, 186, 439, 492.
Tryblionella 678.
Tulipa 394, 395, 397.
„*turangá*“ 447.
Typha angustifolia 654.

Ulmaceen 550.
Ulmus 99.
— *campestris* 89, 98.
— *montana* 183.
Ulotrichales 793.
Ulothrix subtilis 515.
— *subtilis* forma 512.
— *subtilis* var. *variabilis* 518.
— *variabilis* 518.
— *zonata* 518.
Uredo 736.
Urinalgen 544.
Urococcus 766.
Uroglena volvox 516.
Urticaceen 35.
„*usjak*“ 448.
Utricularia vulgaris 385.

Vaccinium Oxycoccos 655.
Vaucheria sessilis 515.
— *species* 519.
Veratrum 114, 115, 631, 634, 640.
Verbascum 658, 738, 749—751, 753.
— *lychnitis* 655.
— *nigrum* 655, 739, 749—751.
— *thapsus* 655, 658, 739, 749.
Veronica 106, 107—109, 111, 300, 579, 637, 643, 658.
— *alpina* 655.
— *anagallis* 655, 658.
— *aphylla* 655.
— *beccabunga* 655.
— *bellidioides* 107, 655.
— *hederaefolia* 107.
— *peregrina* 106, 115, 298—301, 579, 636, 637.
— *polita* 655.
— *spicata* 655.
— *urticifolia* 555.
Viburnum lantana 183.
— *Opulus* 136.
Vicia 537, 579.
— *faba* 23, 24, 26, 27, 55, 325, 329, 379, 383, 384, 389, 538, 811.
— *Faba equina* 5, 11.
— *Faba major* 5.
— *narbonensis* 313.
— *Orobus* 45.
— *sativa* 55, 559.
Villarsia ovata 655.
Viola altaica 439, 440.
— *elatior* 44.
— *uliginosa* 44.
Viscum 524—525, 527, 528, 529, 530, 664.
— *album* 183, 524, 528, 529, 664.
— *elegans* 524, 529.
— *minimum* 524—526, 528—530.
— *moniliforme* 529.
— *salicornioides* 529.
— *tenue* 529.
Voandzeia 228, 229.

Voandzeia subterranea 225, 226, 228, 229.
Volvaria 736.
Volvocaceae 793.
Volvox 561.
— *globator* 518.

Wasserreis 533.
Weiden 354—357.
Weizen 533, 539.
Welwitschia 36.

Xanthium 293.

Zannichellia palustris 136.
Zea 536, 537.
— *Mays* 439, 453, 533.
Ziegenbarteiche 274.
Zizania 533.
Zoogloea ramigera 510.
Zoomycocecidien 738.
Zygorhynchus 512.
Zypresse 274.

Mitgliederliste.

(Abgeschlossen am 26. März 1909.)

Ehrenmitglieder.

Bornet, Dr. **E.**, Mitglied des Institut de France in **Paris**, Quai de la Tournelle 27. Erwählt am 17. September 1884.

Bower, F. O., Professor der Botanik an der Universität in **Glasgow**, 1. Hillhead, St. Johns Terrace. Erwählt am 12. September 1907.

Famintzin A., emer. Professor der Botanik, Mitglied der Kaiserlichen Akademie der Wissenschaften in **St. Petersburg.** Erwählt am 1. Dezember 1903.

Fries, Dr. **Th. M.**, emer. Professor der Botanik an der Universität in **Uppsala.** Erwählt am 12. September 1907.

Hansen, Dr. **Emil Christian**, Professor und Direktor der physiologischen Abteilung des Carlsberg-Laboratoriums in **Kopenhagen.** Erwählt am 24. September 1901.

Hooker, Sir **Jos.**, in **The Camp, Sunningdale**, Berkshire. Erwählt am 17. September 1883.

Nathorst, Dr. **Alfred G.**, Professor und Direktor des Phytopaläontologischen Museums, Mitglied der Kgl. Schwed. Akademie der Wissenschaften in **Stockholm.** Erwählt am 12. September 1907

Nawashin, Dr. **S.**, Professor der Botanik in **Kiew.** Erwählt am 12. September 1907.

Prain, Dr. **David**, Direktor der Botanischen Gärten in **Kew** bei London. Erwählt am 12. September 1907.

Thaxter, Dr. **Roland**, Professor der Botanik an der Harvard-Universität in **Cambridge**, Mass. (U. S. A.), 7 Scott-Str. Erwählt am 12. September 1907.

Van Tieghem, **Ph.**, Professor der Botanik, Mitglied des Institut de France in **Paris**, 16 rue Vauquelin. Erwählt am 12. September 1907.

Treub, Dr. **Melchior**, Direktor des Botanischen Gartens in **Buitenzorg** (Java). Erwählt am 24. September 1891.

de Vries, Dr. **Hugo**, Professor der Botanik an der Universität in **Amsterdam**, Parklaan 9. Erwählt am 24. September 1891.

Warming, Dr. **Eugen**, Professor der Botanik und Direktor des Botanischen Museums, Mitglied der Königl. Akademie der Wissenschaften in **Kopenhagen**. Erwählt am 24. September 1891.

Winogradsky, Dr. **Sergius**, Kaiserl. Institut für experimentelle Medizin in **St. Petersburg**. Erwählt am 12. September 1907.

Wittrock, Dr. **V. B.**, Professor der Botanik, Mitglied der Königl. Akademie der Wissenschaften in **Stockholm**. Erwählt am 7. August 1908.

Korrespondierende Mitglieder.

Balfour, J. Bailey, Professor der Botanik an der Universität in **Edinburg**.

Beccari, Odoardo, vordem Direktor des Botanischen Gartens und Botanischen Museums in Florenz, z. Z. in Baudino bei **Florenz**, Villa Beccari.

Beijerinck, Dr. **M. W**,, Professor am Polytechnikum in **Delft** (Holland).

Bonnier, Dr. **Gaston**, Mitglied des Institut de France, Professor der Botanik an der Universität in **Paris**, Rue d'Estrapade 15.

Briquet, Dr. **John**, Direktor des Botanischen Gartens in **Genf**.

Brotherus, Dr. **Viktor Ferdinand**, Professor in **Helsingfors**.

de Candolle, Casimir in **Genf**.

Cavara, Dr. **Fr.**, Professor der Botanik und Direktor des Botanischen Gartens in **Neapel**.

Chodat, Dr. **Robert**, Professor der Botanik an der Universität in **Genf**.

Christ, Dr. **Hermann**, Oberlandesgerichtsrat in **Basel**, St. Jakobstr. 9.

Darwin, Francis, M. B., F. R. S., F. L. S. in **Cambridge** (England). 13 Madingley Road.

Elfving, Dr. **Fredrik**, Professor an der Universität und Direktor des Botanischen Gartens in **Helsingfors**.

Farlow, Dr. **W. G.**, Professor der Botanik an der Universität in **Cambridge**, Mass. (U. S. A.)

Flahault, Dr. **Charles**, Professor an der Universität, Direktor des Botanischen Instituts in **Montpellier**.

Guignard, Dr. **Léon**, Professor der Botanik an der Ecole supérieure de pharmacie, Mitglied des Institut de France in **Paris**, 1 rue des Feuillantines.

Harper, R. A., Professor an der Universität in **Madison Wis.** (U. S. A.)

Hemsley, W. B., F. R. S., F. L. S. in **Kew** bei **London**.

Henriques, Dr. **J. A**, Professor der Botanik und Direktor des Botanischen Gartens in **Coimbra** (Portugal).

Ikeno, Dr. **S.**, Professor an der Universität in **Tokio.**

Johannssen, Dr. **W.**, Professor der Pflanzenphysiologie an der Universität in **Kopenhagen.**

King, Sir **George**, vordem Direktor des Botanischen Gartens in Kalkutta, in **London.**.

v. Lagerheim, Dr. **G.**, Mitglied der Kgl. Schwedischen Akademie der Wissenschaften, Professor an der Universität, Direktor des Botanischen Instituts in **Stockholm.**

Massart, Dr. **J.**, Professor an der Universität in **Brüssel.**

Matsumura Dr. **J.**, Professor an der Universität, Direktor des Botanischen Gartens in **Tokio.**

Miyoshi, Dr. **Manabu**, Professor an der Universität in **Tokio.**

Oliver, **Daniel**, Professor der Botanik, Mitglied der Royal Society, in **Kew** bei **London.**

Palladin, Dr. **Wl. J.**, Professor an der Universität in **St. Petersburg.**

Penzig, Dr. **Otto**, Professor der Botanik und Direktor des Botanischen Gartens in **Genua.**

Ridley, H. N., M. A., Direktor des Botanischen Gartens in **Singapore.**

Robinson, Dr. **B. L.**, Professor an der Universität und Kurator des Gray-Herbariums in **Cambridge** Mass. (U. S. A.)

Rothert, Dr. **Wl.**, früher Professor an der Universität in Odessa, in **Riga**, Jägerstraße 6.

Saccardo, Dr. **P. A.**, Professor der Botanik und Direktor des Botanischen Gartens an der Universität in **Padua.**

Stapf, Dr. **Otto**, Principal Assistant am Herbarium in **Kew** bei **London.**

Trelease, **William**, Professor an der Universität, Direktor des Missouri Botanical Garden in **St. Louis.**

de Wildeman, Dr. **Em.**, Professor in **Brüssel.**

Wille, Dr. **J. N. F.**, Professor an der Universität, Direktor des Botanischen Gartens in **Christiania.**

Willis, **John Chr.**, M. A. Direktor des Botanischen Garten in **Peradeniya** (Ceylon).

Mitglieder.

Abromeit, Dr. **Johannes**, Privatdozent der Botanik an der Universität, Assistent am Botan. Garten in **Königsberg i. Pr.**, Tragheimer Kirchenstraße 30.

Allen, Dr. **Charles E.**, Assistant Professor of Botany in the University of Wisconsin in **Madison** Wis., (U. S. A.), 810 St. Johns-Street.

Ambronn, Dr. **H.**, Professor und Direktor des Instituts für Mikroskopie an der Universität in **Jena**, Goethestraße 18.

Anderson, Dr. **Alexander P.**, 1600 Railway Exchange Building, American Cereal Co., in **Chicago**, Jll., (U. S. A.).

Andrée, **Ad.**, Apothekenbesitzer in **Hannover**, Schiffgraben 36.

Andres, **Heinrich**, Lehrer in **Hetzhof**, Post **Bausendorf**, Kreis **Wittlich**.

Andrews, Dr. **Frank**, **Marion**, Associate Professor of Botany in **Bloomington**, Indiana (U. S. A.), 901 East 10th Street.

Anisits, **Daniel**, Professor an der Nationaluniversität in Asuncion (Paraguay), z. Z. in **Steglitz** bei Berlin, Zimmermannstr. 2^{III}.

Appel, Dr. **Otto**, Regierungsrat, Mitglied der Kaiserl. Biologischen Anstalt für Land- und Forstwirtschaft in **Dahlem** - Steglitz bei Berlin.

Arcangeli, Dr. **Giov.**, Professer der Botanik und Direktor des Botanischen Gartens in **Pisa**.

Arnim-Schlagenthin, **Graf von**, auf **Nassenheide** in Pommern, Station der Kleinbahn Stoeven-Stolzenburg.

Arnoldi, Dr. **Wladimir**, Professor der Botanik an der Universität in **Charkow**, Botanischer Universitätsgarten, Klotschkowskaja 52.

Ascherson, Dr. **Paul**, Geheimer Regierungsrat, Professor der Botanik an der Universität in **Berlin W**, Bülowstraße 50, pt.

Baccarini, Dr. **Pasquale**, Professor und Direktor des Reale Orto botanico in **Florenz**, Via Lamarmora Nr. 6^{bis}.

Bachmann, Dr. **E.**, Professor, Konrektor am Realgymnasium in **Plauen** im Voigtlande, Leißnerstr. 1.

Bachmann, Dr. **Hans**, Professor in **Luzern**.

Ball, Dr. **O. Melville**, Professor in charge, Botanist to the Department of Botany and Mycology, in **College Station**, Texas (U. S. A.).

Bally, Dr. **Walter**, Assistent am botan. Institut der Kgl. Landw. Akademie in **Bonn-Poppelsdorf**.

Baesecke, **P.**, Apotheker in **Braunschweig**.

Bartke, **R.**, Professor an der städtischen Realschule in **Kottbus**, Turnstr. 7, pt.

Baur, Dr. **Erwin**, Privatdozent für Botanik, Assistent am botanischen Institut der Universität in **Berlin NW**, Dorotheenstr. 5.

Beck, Dr. **Günther**, Ritter **von Mannagetta**, Professor der Botanik und Direktor des Botanischen Gartens der deutschen Universität in **Prag** II, Weinberggasse 1965.

Becker, H., Dr. med. in **Grahamstown** (Südafrika), Die Duveneck.

Beckmann, Dr. **Paul**, Gutsbesitzer bei **Chorin.**

v. Behren, Dr. **Friedrich**, in **Osnabrück**, Johannismauer 27.

Behrens, Dr. **Joh.**, Professor, Direktor der Kaiserl. Biologischen Anstalt für Land- und Forstwirtschaft in **Dahlem**-Steglitz bei Berlin.

Belajeff, Dr. **W.**, Kurator der Volksaufklärung in **Warschau**, Krakauer Vorstadt 28 (Rußland).

Benecke, Dr. **W.**, Professor der Botanik an der Universität in **Bonn**, Botan. Institut.

Berthold. Dr. **G.**, Professor der Botanik und Direktor des Pflanzenphysiologischen Institutes in **Göttingen.**

Bessey, Dr. **Ernst A.**, B. Sc., M. A., Professor of Botany, Louisiana State University, **Baton Rouge**, Louisiana (U. S. A.)

Beyer, **R.**, Professor, Oberlehrer in **Berlin O**, Raupachstr. 13, I.

Bitter, Dr. **Georg**, Direktor des Botanischen Gartens in **Bremen.**

Blasius, Dr. **Wilhelm**, Geh. Hofrat, Professor und Direktor des Botanischen Gartens und des Naturhistorischen Museums in **Braunschweig**, Gaußstr. 17.

Bode, Dr., Assistent am Institut für Gärungsgewerbe in Berlin N., Seestr. 61, **Hermsdorf** bei Berlin.

Boergesen, Dr. **Fr.**, Bibliothekar am Botanischen Museum in **Kopenhagen**, Östbanegade 7.

Bohlin, Dr. **Knut**, Lektor, Privatdozent der Botanik an der Universität in **Stockholm**, Asögatan 81.

Boresch, **Karl**, Demonstrator am Pflanzenphysiologischen Institut der Deutschen Universität in **Prag III**, Brückengasse 55.

Borzì, **A.**, Professor der Botanik und Direktor des Botanischen Gartens und des Pflanzenphysiologischen Instituts der Universität in **Palermo.**

Brand, Dr. **Friedrich** in **München**, Liebigstr. 3.

Brandes, **W.**, Apotheker in **Hannover**, Maschstr. 3a.

Braungart, Dr. **R.**, Professor in **München**, Fürstenstr. 18, I.

Brendel, **R.**, Fabrikant botanischer Modelle in **Grunewald** bei Berlin, Bismarckallee 37.

Brick, Dr. **C.**, Assistent am Botanischen Museum, Leiter der Station für Pflanzenschutz in **Hamburg** V, St. Georgskirchhof 6, I.

Briosi, Dr. **Giovanni**, Professor der Botanik an der Universität und Direktor des Laboratorio crittogamico in **Pavia** (Italien).

Bruck, Dr. **Werner Friedrich**, Privatdozent in **Gießen**, Botan. Institut der Universität.

Brunn, Dr. **Julius**, Assistent am Pflanzenphysiologischen Institut in **Breslau** IX, Goeppertstr. 6—8.

Brunnthaler, Josef, Generalsekretär der k. k. Zool.-botan. Gesellschaft in **Wien** IV, Schönburgstraße 48.

Bruns, Dr. **E.**, Apothekenbesitzer in **Barmen**, Weststr. 38.

Bubák, Dr. **Franz**, Professor der Botanik und der Pflanzenkrankheiten an der Landwirtschaftlichen Akademie in **Tábor** (Böhmen).

Bücher, Dr. **Hermann**, Versuchsanstalt für Landeskultur in **Victoria** (Kamerun).

Bucherer, Dr. **Emil**, in **Basel**, Jurastr. 54.

Buchwald, Dr. **Johannes**, Abteilungsvorsteher an der Versuchsanstalt für Getreideverarbeitung in **Berlin NW 87**, Levetzowstr. 17.

Buder, Dr. **Johannes**, in **Charlottenburg**, Giesebrechtstr. 17.

Burchard, Dr. **O.**, Vorstand der Agrikulturbotanischen Versuchsstation und Samenprüfungsanstalt in **Hamburg**, 24, Immenhof 15 B.

Burgerstein, Dr. **Alfred**, Professor der Botanik an der Universität in **Wien** II/1, Karmeliterplatz 5 III, Tür 17.

Buscalioni, Dr. **Luigi**, Professor der Botanik und Direktor des Botanischen Gartens in **Catania** (Sizilien).

Büsgen, Dr. **M.**, Professor der Botanik an der Forstakademie in **Hann.-Münden**, Bismarckstr. 606 a.

Busse, Dr. **Walter**, Regierungsrat, Privatdozent der Botanik an der Universität Berlin, in **Friedenau** bei Berlin, Kaiserallee 65.

Campbell, Dr. **Douglas H.**, Professor der Botanik an der Stanford University in **Palo Alto**, Kalifornien (U. S. A.).

Cavara, Dr. **Fridiano**, Professor der Botanik und Direktor des Reale Orto botanico in **Neapel**.

Cavet, Dr. **Louis**, Königlicher Garteninspektor in **Wiesbaden**, Parkstr. 42.

Čelakovský, Dr. **Ladislav**, Professor der Botanik an der böhmischen Technischen Hochschule in **Prag**, Kgl. Weinberge, Villa Gröbe.

Chamberlain, Dr. **Charles**, Associate Professor in Botany, in **Chicago**, Jll., (U. S. A.), University.

Chodat, Dr. **R.**, Professor der Botanik an der Universität in **Genf**.

Christensen, Carl, mag. scient. in **Kopenhagen**, Droydensgade 2. III.

Claussen, Dr. **Peter**, Privatdozent in **Berlin NW 7**, Dorotheenstr. 5. I.

Colling, Dr. **J. F.**, in **Cöln a. Rhein**, Erftstr. 6.

Conwentz, Dr. **H.**, Professor, Direktor des Westpreußischen Provinzial-Museums in **Danzig**.

Correns, Dr. **Carl E.**, Professor der Botanik in **Leipzig**, Thalstr. 6. III.

Cuboni, Dr., Professor, Direktor der Stazione di Patologia vegetale in **Rom**, Via St. Susanna.

Czapek, Dr. **Friedrich**, Professor der Botanik an der Universität in **Czernowitz** (Österreich), Botanisches Institut der Universität.

Datmer, Dr. **Moritz**, Gymnasialoberlehrer in **Tannenfeld** bei Möbdenitz (Sachsen-Altenburg).

Damm, Dr. **Otto**, ordentlicher Lehrer an der höheren Mädchenschule in **Charlottenburg 5**, Windscheidstr. 34.

Darbishire, Dr. **O. V.**, in **Manchester** (England), Owens College.

Davis, Dr. **Bradley Moore**, Professor in **Cambridge**, Mass. (U. S. A.) 17 Felton Hall.

Dennert, Dr. **E.**, in **Godesberg a. Rhein.**

Detmer, Dr. **W.**, Professor der Botanik an der Universität in **Jena**. Gartenstr. 2.

Derschau, Dr. **Max von**, in **Auerbach** an der Bergstraße (Hessen).

Diels, Dr. **L.**, Professor der Botanik in **Marburg a. Lahn**, Bismarckstraße 32.

Dietel, Dr. **P.**, Oberlehrer in **Zwickau**, Carolastr. 19.

Dingler, Dr. **Hermann**, Professor der Botanik an der forstlichen Hochschule in **Aschaffenburg** (Bayern).

Dittrich, Dr. **Gustav**, Gymnasialoberlehrer in **Breslau**, Tiergartenstr. 49.

Dohrn, Dr. **A.**, Geheimer Regierungsrat, Professor und Direktor der Zoologischen Station in **Neapel.**

Drude, Dr. **Oskar**, Geh. Hofrat, Professor der Botanik an der Technischen Hochschule und Direktor des Botanischen Gartens in **Dresden**, Botanischer Garten.

Duggar, Dr. **M. Benjamin**, Professor der Pflanzenphysiologie an der Cornell-Universität in **Ithaca**, New York (U. S. A.).

Dusén, Dr. **P.**, in **Berg** bei Vreta Kloster, Östergotland in Schweden.

Eberdt, Dr. **Oskar**, Kustos und Bibliotheksvorstand an der Geologischen Landesanstalt zu Berlin, **Grunewald** bei Berlin, Lynarstraße 10.

Engler, Dr. **A.**, Geheimer Oberregierungsrat, Professor der Botanik und Direktor des Botanischen Gartens und Museums, Mitglied der Akademie der Wissenschaften, in **Dahlem**-Steglitz bei Berlin.

Engler, **Victor**, cand. rer. nat. in **Breslau**, Botan. Garten.

Ernst, Dr. **Alfred**, Professor der Botanik und Direktor des Botanisch-physiologischen Laboratoriums der Universität in **Zürich IV**, Huttenstraße 9.

Escombe, Fergusson, in **Shawford**, Winchester, England.

Esser, P. **HJ.** (S. V. D.), Lehrer der Anatomie und Physiologie der Pflanzen in **St. Gabriel** bei Mödling-Wien.

Esser, Dr. **P.**, Direktor des Botanischen Gartens in **Cöln a. Rh.**

Ewert, Dr., Lehrer der Botanik und Leiter der botanischen Abteilung der Versuchsstation des Pomologischen Instituts in **Proskau** (Oberschlesien).

Faber, Dr. **F. C. von**, Botaniker an der Kaiserl. Biologischen Anstalt für Land- und Forstwirtschaft in Dahlem-Steglitz, **Wilmersdorf** bei Berlin, Kaiserallee 171.

Falkenberg, Dr. **Paul**, Professor der Botanik und Direktor des Botan. Gartens in **Rostock.**

Farlow, Dr. **W. G.**, Professor der Botanik an der Universität **Cambridge** Mass. (U. S. A.), Quincy Street 24.

Farmer, **J. B.**, M. A., Professor der Botanik in **London W**, Claremont House, Wimbledon Common.

Fedde, Dr. **Friedrich**, Oberlehrer, in **Wilmersdorf** bei Berlin, Weimarsche Straße 3.

Fedtschenko, **Boris von**, Oberbotaniker am Botanischen Garten in **St. Petersburg.**

Figdor, Dr. **W.**, Privatdozent an der Universität in **Wien** III, Beatrixgasse 27.

Fischer, Dr. **Alfred**, Professor der Botanik in **Basel**, Botanischer Garten.

Fischer, Dr. **Ed.**, Professor der Botanik in **Bern**, Rabbenthalstr. 79.

Fischer, Dr. **Hugo**, Privatdozent der Botanik, Vorsteher der bakteriologischen Abteilung an der Agrikultur-chemischen Versuchsstation in Berlin, in **Charlottenburg**, Marchstr. 15.

Fischer von Waldheim, Dr. **Alexander**, Kais. russischer Geheimer Rat, Exzellenz, emerit. ordentl. Professor der Botanik, Direktor des Kaiserlichen Botanischen Gartens in **St. Petersburg.**

Fitting, Dr. **Hans**, Professor der Botanik in **Straßburg i. E.**, Sternwartenstr. 4, I.

Flahault, Dr. **Charles**, Professeur de l'Université, Directeur de l'Institut de Botanique in **Montpellier.**

Focke, Dr. **W. O.**, Medizinalrat in **Bremen**, Beim Steinernen Kreuz 5.

Forti, Dr. **Achille**, in **Verona**, Via St. Eufemia.

Foslie, **M.**, Direktor der botanischen Abteilung des Museums in **Trondhjem** (Norwegen).

Fries, Dr. **Rob. E.**, Privatdozent an der Universität in **Uppsala.**

Fritsch, Dr. **Karl**, Professor der Botanik und Vorstand des Botanischen Laboratoriums an der Universität in **Graz** (Steiermark) Albertstraße 19.

Fritsch, Dr. **E. F.**, Assistant Professor der Botanik an der Universität London (University College) in **London NW**, Brondesbury, 77 Chatsworth Road.

Fuchs, Dr. **Coelestin Anton**, Professor, Pater am Gymnasium in **Komotau** (Böhmen).

Fünfstück, Dr. **Moritz**, Professor der Botanik an der Technischen Hochschule in **Stuttgart**, Ameisenbergstr. 7.

Furlani, Dr. **Hans**, k. k. Gymnasiallehrer in **Nikolsburg** (Mähren).

Fürnrohr, Dr. **Heinrich**, Hofrat, Vorstand der Botanischen Gesellschaft in **Regensburg**.

Fujii, Dr. **K.**, Professor der Botanik in **Tokio**, Botanisches Institut und Botanischer Garten der Universität.

Fynn, Dr. **Enrique**, Professor der Chemie an der Universität und Direktor der landwirtschaftlichen Abteilung des Argentinischen Ministeriums in **Buenos Aires**, Granja Blanca, Cangaelo 3270/80 y Laprida.

Gaidukov, **N.**, in **Jena**, Ernst Häckel-Platz 4.

Gardiner, **Walter**, M. A., Chane College in **Cambridge** (England), St. Andrews, Hill Road.

Gassner, Dr. **Gustav**, Professor der Botanik an der Facultad de Agronomia, **Montevideo-Sayago** (Uruguay).

Gatin, Dr. **C. L.**, Préparateur de botanique à la Sorbonne in **Fontenay aux Roses** (Seine), rue La Boissière 15.

Geheeb, **A.**, in **Freiburg i. Br.**, Dreikönigstr. 20 IV.

Geib, **Karl**, Lehrer in **Kreuznach**.

Geisenheyner, **L.**, Gymnasialoberlehrer in **Kreuznach**.

Gibson, Dr. **R. J. Harvey**, Professor der Botanik in **Liverpool**, Botanisches Institut, University College.

Giesenhagen, Dr. **Karl**, Professor d. Botanik, in **München**, Karlstr. 29^{I}.

Giessler, Dr. **Rudolf**, Kustos am Botan. Institut in **Leipzig**, Sidonienstraße 19.

Gilg, Dr. **Ernst**, Professor der Botanik an der Universität, Kustos am Botan. Museum, in **Steglitz** bei Berlin, Arndtstr. 34.

Gjurašin, Dr. **Stjepan**, Prof. a. Mädchenlyceum i. **Agram** (Croatien), Pantovìac 80.

Glück, Dr. **Hugo**, Professor der Botanik in **Heidelberg**, Brückenstr. 18. I.

Gobi, Dr. **Chr.**, Exzellenz, Professor der Botanik an der Universität in **St. Petersburg**, Wassilii Ostrow, 9. Linie, 46, Qu. 34.

Goebel, Dr. **K. von**, Geh. Hofrat, Professor der Botanik und Direktor des Botanischen Gartens und des Pflanzenphysiologischen Institutes in **München**, Luisenstr. 27, II.

Goethart, Dr. **J. W. Chr.**, Konservator am Reichsherbarium in **Leiden** (Niederlande), Rijn-Schikade 78.

Goodale, Dr. **George Lincoln**, Professor der Botanik an der Harvard-Universität in **Cambridge**, Mass. (U. S. A.)

Graebner, Dr. **P.**, Kustos am Botanischen Garten in Dahlem, in **Groß-Lichterfelde-West** bei Berlin, Viktoriastr. 8.

Grafe, Dr. **Victor**, Dozent der Botanik an der Universität in **Wien**, VIII, Hamerlingplatz 9.

Gran, Dr. **H.**, Professor der Botanik an der Universität in **Christiania**, Botanisches Institut.

Grosser, Dr. **Wilhelm**, Direktor der Agrikulturbotanischen Versuchsstation in **Breslau** X, Matthiasplatz 1.

Grüss, Dr. **J.**, Professor, Oberlehrer, in **Friedrichshagen** bei Berlin, Königstr. 5.

Gürke, Dr. **M.**, Professor, Kustos am botan. Museum, Herausgeber der Monatsschrift für Kakteenkunde, in **Steglitz** bei Berlin, Rothenburgstr. 30, II.

Gürtler, Dr. **Friedrich**, in **Fraustadt**, Provinz Posen.

Guttenberg, Dr. **Hermann Ritter von**, Privatdozent an der k. k. Hochschule für Bodenkultur in **Wien II**, k. k. Samenkontrollstation (Landw. bot. Vers.-Anstalt), Lagerhausgasse.

Gutzeit, Dr. **E.**, Professor in Königsberg i. Pr., z. Z. **Steglitz** bei Berlin, Arndtstr. 4.

Haacke, Dr. **Otto**, Realgymnasialoberlehrer in **Plauen i. V.**, Streits Berg.

Haberlandt, Dr. **G.**, Professor der Botanik und Direktor des Botanischen Gartens in **Graz**, Elisabethstr. 18.

Hallier, Dr. **Hans**, in **Hamburg, 24**, Hohenfelderstr. 17, I.

Hämmerle, Dr. **J.**, Oberlehrer an der höheren Staatsschule in Döse bei **Cuxhaven**, Marienstr. 29, I.

Hanausek, Dr. **T. F.**, Professor, Gymnasialdirektor in **Krems** an der Donau.

Hannig, Dr. **E.**, Prof. der Botanik, Assistent am Botanischen Institut der Universität in **Straßburg i. E.**, Botanisches Institut.

Hansen, Dr. **Adolf**, Geh. Hofrat, Professor der Botanik, Direktor des Botanischen Gartens in **Gießen**.

Harms, Dr. **H.**, Professor, wissenschaftlicher Beamter der königlichen Akademie der Wissenschaften, in **Friedenau** bei Berlin, Ringstraße 44.

Harper, **R. A.**, Professor an der Universität in **Madison**, Wis. (U. S. A.), 423 N. Carroll Street.

Harster, **Richard**, Assistent am Botan. Institut der Technischen Hochschule in **München**.

Hartwich, Dr. **C.**, Professor der Pharmakognosie am Polytechnikum in **Zürich**, Freiestr. 76.

Haupt, Dr. **Hugo**, in **Bautzen**, Georgstr. 13.

Hausrath, Dr. **Hans**, Professor an der Technischen Hochschule in **Karlsruhe**, Kaiserstr. 12.

Hecke, Dr. **Ludwig**, Professor an der Hochschule für Bodenkultur in **Wien** XVIII, Hochschulstr. 17.

Heering, Dr. **W.**, in **Altona**, Alsenstr. 3, IV.

Hegi, Dr. **Gustav**, Privatdozent der Botanik an der Universität in **München**, Marsstr. 8, III.

Heiden, Dr. **H.**, in **Rostock**, Prinz-Friedrich-Karl-Straße 2.

Heilbronn, **Alfred**, stud. rer. nat., Pflanzenphysiol. Institut in **München**. Theresienstr. 33II.

Heinricher, Dr. **E.**, Professor der Botanik und Direktor des Botanischen Gartens der Universität in **Innsbruck**.

Heinsius, Dr. **H. W.**, in **Amsterdam**, Vondelkerkstraat 10.

Hering, Dr. **Georg**, Lehrer an der Oberrealschule in **Chemnitz** (Sa.). Kanzlerstr. 11, II.

Herpell, **Gustav**, in **St. Goar**.

Herrmann, **E.**, Königl. Regierungs- und Forstrat in **Langfuhr** bei Danzig, Kastanienweg 8.

Hesse, Dr. **Rud.**, Direktor der landwirtschaftlichen Winterschule in **Marburg i. H.**, Barfüßertor 26.

Hesselmann, Dr. **H.**, Dozent an der Universität in **Stockholm**, Högskola.

Heukels, **H.**, Lehrer an der Realschule in **Amsterdam**, Weesperzijde 81.

Heydrich, **F.**, Rentner in **Wiesbaden**, Lortzingstr. 4.

Heymann, **Emmy**, in **Braunschweig**, Wolfenbütteler Str. 1.

Hieronymus, Dr. **Georg**, Professor, Kustos am Botanischen Museum zu Dahlem, **Steglitz** bei Berlin, Grunewaldstr. 27.

Hildebrand, Dr. **F.**, Geh. Hofrat, Professor der Botanik in **Freiburg** in Baden, Karlstr. 65.

Hillmann, Dr. **P.**, Vorstand der Saatzuchtabteilung der Deutschen Landwirtschafts-Gesellschaft in **Berlin SW II**, Dessauer Straße 14. **Dahlem**-Steglitz bei Berlin.

Hiltner, Dr., Regierungsrat, Direktor der Agrikulturbotanischen Versuchsanstalt **München-Schwabing**, Osterwaldstraße 9.

Hinneberg, Dr. **P.**, in **Altona-Ottensen**, Flottbeker Chaussee 29.

Hinze, Dr. **G.**, in **Zerbst**, Markt 15.

Hœck, Dr. **Fernando**, Professor am Realgymnasium in **Perleberg**, Pritzwalker Straße 22.

Hoffmann, Dr. **Ferd.**, Professor, Oberlehrer in **Charlottenburg**, Spandauer Straße 6.

Hoffmeister, Dr. **Camill**, Leiter der Versuchsstation für Flachsindustrie in **Trautenau.**

Höhnel, Dr. **Fr.**, Ritter **von**, Professor an der Technischen Hochschule in **Wien, IV**, Karlsplatz 13.

Höstermann, Dr. **G.**, Vorstand der pflanzenphysiologischen Abteilung und Lehrer an der K. Gärtner-Lehranstalt zu Dahlem, **Steglitz** bei Berlin, Südendstr. 12.

Hollrung, Dr. **M.**, Professor, **Halle a. S.**, Kaiserstr. 7.

Holtermann, Dr. **Carl**, Professor, Privatdozent der Botanik in **Berlin NW**, Dorotheenstr. 5.

Horn, Paul, Apotheker in **Waren** (Mecklenburg).

Hunger, Dr. **F. W. T.**, Direktor der Algemeen Proefstation, **Salatiga** (Java).

Iltis, Dr. **Hugo**, in **Brünn**, Talgasse.

Issatschenko, **Boris**, Privatdozent der Botanik an der Universität Vorsteher der Samenprüfungsstation in **St. Petersburg**, Kaiserl. Botanischer Garten.

Istvánffi, Dr. **Gyula von (Schaarschmid, J.)**, Direktor der Ungarischen Ampelologischen Zentralanstalt, in **Budapest II**, Törökvész. Debröi út 15.

Iwanowski, Dr. **Dimitri**, Professor der Pflanzenphysiologie an der Universität in **Warschau.**

Jaap, O., Lehrer in **Hamburg, 25**, Burggarten 1a.

Jahn, Dr. **Eduard**, Oberlehrer in **Charlottenburg 5**, Witzlebenstr. 41.

Jensen, Hjalmar, in **Buitenzorg** auf Java, 's Lands Plantentuin.

Johannssen, Dr. **W.**, Professor der Pflanzenphysiologie an der Universität in **Kopenhagen**, Botanischer Garten.

Johnson, Dr. **T.**, F. L. S., Professor der Botanik am Royal College of Science und Kustos der botanischen Sammlungen des Nationalmuseums in **Dublin.**

Jongmans, Dr. **Wilhelm**, Conservator am Reichs-Herbarium in **Leiden** (Holland), Breetstraat 137.

Jönsson, Dr. **Bengt**, Professor der Botanik und Direktor des Morphologisch-biologischen Museums in **Lund** (Schweden).

Jost, Dr. **Ludwig**, Professor der Botanik in **Straßburg i. E.**, Botan. Institut der Universität.

Junk, **W.**, in **Charlottenburg**, Kurfürstendamm 201.

Kabát, **Jos. Em.**, emeritierter Zuckerfabrikdirektor in **Turnau** 544 (Böhmen).

Kamerling, Dr. **Z.**, in **Weltevreden** bei Batavia (Java).

Karsten, Dr. **George**, Professor der Botanik und Direktor des Botan. Gartens in **Halle a. S.**, Botan. Institut.

Katić, Dr. **Danilo**, Professor am III. Gymnasium in **Belgrad**, (Serbien).

Kegel, Dr. **Werner**, in **Bremen**, Braunschweiger Strasse 5.

Keller, Dr. **Robert**, Rektor in **Winterthur**, Trollstr. 32.

Kienitz-Gerloff, Dr. **F.**, Professor, Direktor der Landwirtschaftsschule in **Weilburg**, Reg.-Bez. Wiesbaden.

Kirchner, Dr. **O. von**, Professor der Botanik an der Landwirtschaftlichen Hochschule in **Hohenheim** bei Stuttgart.

Klebahn, Dr. **H.**, Professor, in **Hamburg 30**, Curschmannstr. 27.

Klebs, Dr. **Georg**, Geh. Hofrat, Professor der Botanik und Direktor des Botanischen Gartens in **Heidelberg**.

Klein, Dr. **Edmund**, Professor in **Luxemburg**, Äußerer Ring 20.

Klein, Dr. **Jul.**, Professor am Josephs-Polytechnikum in **Budapest**, Gellért sér 4.

Klein, Dr. **Ludwig**, Geh. Hofrat, Professor der Botanik und Direktor des Botanischen Gartens an der Technischen Hochschule in **Karlsruhe** in Baden, Kaiserstr. 2 (Botanisches Institut).

Klemm, Dr. **P.**, in **Gautzsch** bei Leipzig, Bauverein.

Klemt, Dr. **F.**, in **Berlin C 2**, Spandauer Brücke 13.

Kneucker, **A.**, Redakteur der Allgemeinen botanischen Zeitschrift in **Karlsruhe** in Baden, Werderplatz 48.

Kniep, Dr. **Hans**, Privatdozent in **Freiburg i. B.**, Botan. Institut der Universität.

Knischewsky, Dr. **Olga**, in **Charlottenburg-Westend**, Spandauer Straße 17.

Knuth, Dr. **Reinhard**, Oberlehrer in **Wilmersdorf** bei Berlin, Wilhelmsaue 12, IV.

Kny, Dr. **L.**, Geheimer Regierungsrat, Professor der Botanik, Direktor des Pflanzenphysiologischen Institutes der Universität und des Botanischen Institutes der Landwirtschaftlichen Hochschule zu Berlin, **Wilmersdorf**-Berlin, Kaiserallee 186/187.

Koch, Dr. **Alfred**, Professor, Direktor des Landwirtschaftlich-bakteriologischen Institutes an der Universität Göttingen, Herausgeber des Jahresberichtes über die Fortschritte in der Lehre von den Gärungsorganismen, in **Göttingen**, Schildweg 13.

Koch, Dr. **L.**, Professor der Botanik an der Universität in **Heidelberg**, Sophienstr. 25.

Koehne, Dr. **E.**, Professor, in **Friedenau** bei Berlin, Kirchstr. 5.

Kohl, Dr. **F. G.**, Professor, in **Leipzig**, Mozartstr. 3.

Kolkwitz, Dr. **Richard**, Professor, Privatdozent der Botanik an der Universität und an der Landwirtschaftlichen Hochschule zu Berlin, wissenschaftliches Mitglied der Versuchs- und Prüfungsanstalt für Wasserversorgung und Abwässerbeseitigung, in **Steglitz** bei Berlin, Hohenzollernstr. 2.

Koernicke, Dr. **Max**, Professor der Botanik an der Landwirtschaftl. Akademie in Poppelsdorf und der Universität in **Bonn**, Bonner Talweg 45.

Koorders, Dr. **S. H.**, in **Leiden** (Holland), Plantsoen 51; vom Juli ab auf **Java**.

Kornauth, Dr., Vorstand der k. k. Landwirtschaftlich-bakteriologischen und Pflanzenschutzstation in **Wien II/I**, Trunnerstr. 1.

Korschelt, Dr. **P.**, Oberlehrer am Königl. Realgymnasium in **Zittau i. S.**, Königsstr. 21.

Kränzlin, Dr. **F.**, Professor in **Berlin C**, Klosterstr. 73.

Krasser, Dr. **Fridolin**, Professor der Botanik an der Deutschen Technischen Hochschule in **Prag**, Hussgasse 5.

Kraus, Dr. **C.**, Professor an der Technischen Hochschule in **München**, Luisenstr. 24, II.

Kraus, Dr. **Gregor**, Professor der Botanik und Direktor des Botanischen Gartens in **Würzburg**, Klinikstr. 12.

Krause, Dr. **Kurt**, Assistent am Königl. Botanischen Museum in **Dahlem**-Steglitz bei Berlin.

Kroemer, Dr. **Karl**, Dirigent der Pflanzenphysiologischen Versuchsstation der Lehranstalt für Wein-, Obst- und Gartenbau in **Geisenheim a. Rh.**

Krüger, Dr. **Friedrich**, Professor, Ständiger Mitarbeiter an der Kaiserl. Biologischen Anstalt zu Dahlem, in **Groß-Lichterfelde-Ost** bei Berlin, Hobrechtstr. 36.

Krull, Rudolph, Apotheker in **Breslau**, Rosenthaler Straße 45.

Kuckuck, Dr. **Paul**, Professor, Kustos für Botanik an der Biologischen Anstalt auf **Helgoland**.

Kühn, Dr. **Jul.**, Exzellenz, Wirklicher Geheimer Rat, Professor der

Landwirtschaft und Direktor des Landwirtschaftlichen Institutes der Universität in **Halle a. S.**

Kumm, Dr., Professor an der Technischen Hochschule und Kustos am Westpreußischen Provinzial-Museum in **Danzig**, Langemarkt 24.

Kündig, Dr. **J.**, Dozent an der Universität, in **Mikasa**, Zollikon bei Zürich.

Kurtz, Dr. **Fritz**, Professor der Botanik, Direktor des Botanischen Museums an der Universität und Mitglied der Academia nacional de ciencias in **Córdoba** (Argentinische Republik).

Küster, Dr. **Ernst**, Professor, Herausgeber der „Zeitschrift für wissenschaftl. Mikroskopie,“ Abteilungsvorstand am Botan. Institut in **Kiel.**

Lafar, Dr. **Franz**, Professor der Gärungsphysiologie und Bakteriologie an der Technischen Hochschule in **Wien** IV, 1, Karlsplatz 13.

Lagerheim, Dr. **G. von**, Mitglied der Kgl. schwedischen Akademie der Wissenschaften, Professor der Botanik an der Universität und Direktor des Botanischen Institutes in **Stockholm N.**, Stockholms Högskola.

Laibach, Dr. **Fr.**, in **Limburg a. L.**

Lakon, Dr. **G.**, in **Athen**, Botanisches Institut, Odos Herakleion 4.

Lakowitz, Dr. **C.**, Professor, Oberlehrer in **Danzig**, Frauengasse 26.

Landé, **Max**, cand. phil. in **Berlin NW 23**, Händelstraße 3, z. Z. in **Zürich.**

Laubert, Dr. **R.**, Botaniker an der Kaiserl. Biologischen Anstalt für Land- und Forstwirtschaft zu Dahlem, in **Steglitz** bei Berlin. Düppelstraße 39, III.

Lauterbach, Dr. **C.**, Rittergutsbesitzer auf **Stabelwitz** bei Deutsch-Lissa.

Laux, Dr. **Walther**, Apothekenbesitzer in **Berlin C**, Prenzlauer Straße 45a.

Lehmann, Dr. **Ernst**, Privatdozent und Assistent am Botan. Institut der Universität in **Kiel**, Waitzstr. 22.

Leisering, Dr. **Bruno**, in **Berlin O 26**, Kottbuser Straße 8.

Lemcke, Dr. **Alfred**, Vorsteher der Pflanzenschutzstelle der Landwirtschaftskammer für die Provinz Ostpreußen in **Königsberg i. Pr.**, Köttelstraße 11.

Lemmermann, Dr. **E.**, Seminarlehrer, wissenschaftlicher Hilfsarbeiter am Städtischen Museum in **Bremen**, Celler Straße 41.

Lepeschkin, Dr. **Wlad.**, Privatdozent in **St. Petersburg**, Botan. Institut der Universität, 8t Rota (Ism. p.) No. 19/7.

Leschnitzer, Dr. **O.**, Apothekenbesitzer in **Posen**, Wilhelmplatz 13.

Lidforss, Dr. **Bengt,** Privatdozent an der Universität in **Lund** (Schweden).

Liebenberg, Dr. **Ad.** Ritter **von,** Hofrat, Professor an der Hochschule für Bodenkultur in **Wien** XIX, Hochschulstraße 24.

Lindau, Dr. **Gustav,** Professor, Privatdozent der Botanik, Kustos am botanischen Museum zu **Dahlem**-Steglitz bei Berlin.

Lindner, Dr. **Paul,** Professor in **Berlin N 65,** Seestraße 4, Institut für Gärungsgewerbe.

Linhart, Dr. **Georg,** Professor an der Ungarischen Landwirtschaftlichen Akademie in **Ungarisch-Altenburg** (Magyar Óvar).

Linsbauer, Dr. **Karl,** Assistent am Pflanzenphysiologischen Institut der Universität in **Wien XIX,** Hartäckerstraße 26.

Lloyd, L. G., The Lloyd Library, **Cincinnati,** O., (U. S. A.), 309 West Court Street.

Loesener, Dr. **Th.,** Kustos am Botanischen Museum zu Dahlem, in **Steglitz** bei Berlin, Humboldtstr. 28.

Lorch, Dr. **W.,** Oberlehrer in **Schöneberg** bei Berlin, Hähnelstr. 4.

Lopriore, Dr. **Giuseppe,** Privatdozent der Botanik an der Universität und Professor an der Scuola di Enologia in **Catania** (Sicilien), Piazza Cavour 8.

Ludwig, Dr. **Alfred,** Oberlehrer in **Forbach** (Lothr.), Schloßbergstr. 11.

Luerssen, Dr. **Chr.,** Professor der Botanik und Direktor des Botanischen Gartens in **Königsberg i. Pr.**

Luxburg, Dr. **Hermann, Graf zu,** in **Stettin,** Grabower Straße 34.

Mac Kenney, Dr. **Randolph E. B.,** Professor, Pflanzenphysiologe am Departement of Agriculture und Assistant Professor an der Columbian University in Washington DC., Adresse: **Philadelphia,** Pa. (U. S. A.), 3320 N., 15th Street.

Mac-Leod, Professor der Botanik und Direktor des Botan. Gartens in **Gent** (Belgien).

Magnus, Dr. **P.,** Professor der Botanik an der Universität in **Berlin W,** Blumes Hof 15.

Magnus, Dr. **Werner,** Professor, Privatdozent der Botanik an der Universität und an der Landwirtschaftlichen Hochschule, Assistent am Pflanzenphysiologischen Institut der Universität und am Botanischen Institut der Landwirtschaftlichen Hochschule in **Berlin W,** Am Karlsbad 3.

Mágocsy-Dietz, Dr. **Sándor,** Professor der Botanik an der Universität und Direktor des Bot. Gartens in **Budapest VIII,** Illésu 25.

Maire, Dr. **R.,** Maître de conférences à la Faculté des Sciences de l'Université in **Caën,** 127 rue Basse.

Marloth, Dr. **Rudolf**, in **Kapstadt** (Süd-Afrika), P. O. box 359.

Marsson, Dr. **Maximilian**, Professor, in **Berlin W 30**, Landshuter Str. 28.

Matthiesen, Dr., Redakteur des Tropenpflanzer in **Berlin**, Unter den Linden, Kol. wirtsch. Komitee.

Mattirolo, Dr. **O.**, Professor der Botanik und Direktor des Botanischen Gartens in **Turin**, Valentino.

Mäule, Dr. **C.**, Professor am Gymnasium in **Cannstatt-Stuttgart**, Ludwigstrasse 17.

Maurizio, Dr. **A.**, Professor am Polytechnikum in **Lemberg**.

Menzel, Dr. **Paul**, Sanitätsrat in **Dresden**, Mathildenstr. 46 I.

Meyer, Dr. **Arthur**, Professor der Botanik und Direktor des Botanischen Gartens in **Marburg a. L.** (Botanisches Institut).

Mez, Dr. **C.**, Professor der Botanik in **Halle a. S.**, Botanisches Institut.

Miehe, Dr. **Hugo**, Professor der Botanik, Assistent am Botan. Institut der Universität in **Leipzig-Reudnitz**, Oststr. 8, I.

Migula, Dr. **W**, Professor der Botanik an der Forstlehranstalt in **Eisenach**, Sophienstr. 7.

Mikosch, Dr. **C.**, Professor an der Technischen Hochschule in **Brünn**.

Mildbraed, Dr. **K.**, Assistent am Botanischen Museum in Dahlem-**Steglitz** bei Berlin, Rothenburgstr. 44.

Miliarakis, Dr. **S.**, Professor an der Universität in **Athen**, Rue Didot 12 A.

Minder, **F.**, cand. rer. nat. in **Freiburg i. B.**, Albertstr. 44.

Miyake, Dr. **Kiichi**, Botan. Institut d. Agricultur-College d. Universität in **Tokio**, Japan.

Miyoshi, Dr. **Manabu**, Professor der Botanik an der Universität zu **Tokio**, Botanisches Institut der Universität.

Möbius, Dr. **M.**, Professor, Direktor des Botanischen Gartens in **Frankfurt a. M.**, Königsteiner Str. 52.

Möller, Dr. **Alfred**, Professor, Oberforstmeister, Direktor der Forstakademie in **Eberswalde**, Donopstr. 16.

Moeller, Dr. **Herm.**, Professor der Botanik in **Greifswald**, Roonstr. 36.

Moewes, Dr. **Franz** in **Berlin SW 47**, Hornstr. 19.

Molisch, Dr. **Hans**, wirkl. Mitglied der Kais. Wiener Akademie der Wissensch., Professor der Anatomie und Physiologie der Pflanzen und Vorstand des Pflanzenphysiologischen Institutes an der deutschen Universität in **Prag II**, Weinberggasse 3a.

Mrazek, **August**, stud. phil. in **Prag III**, Wendische Gasse Nr. 46.

Mücke, Dr. **Manfred**, in **Erfurt**, Wilhelmstraße 36 I.

Müller, Dr. **H. C.**, Professor, Direktor der Versuchsstation für Pflanzenkrankheiten der Landwirtschaftskammer für die Provinz Sachsen in **Halle a. S.**, Karlstraße 10.

Müller, Dr. **Karl**, in **Augustenberg** bei **Grötzingen**, Baden.

Müller, Dr. **Julius**, in **Ziegenhals, O.-S.**, Promenadenstraße, „Zur Sonnenblume“.

Müller, Dr. **Otto**, Professor, in **Charlottenburg 2**, Goethestraße 1.

Müller, Dr. **Rudolf**, Professor für Pharmakognosie an der Universität in **Graz** (Steiermark), Universitätsplatz 4.

Müller-Thurgau, Dr. **Herm.**, Professor und Direktor der Deutschschweizerischen Versuchsstation für Obst-, Wein- und Gartenbau in **Wädensweil** bei Zürich.

Murinoff, **Alexander**, Assistent am Agronomischen Laboratorium der Universität in **St. Petersburg**, Fontanka 162.

Muschler, Dr., Assistent am Botan. Museum in **Dahlem**-Steglitz bei Berlin.

Muth, Dr. **F.**, in **Oppenheim a. Rh.**

Nabokich, Dr. **A. J.**, Professor an der Universität in **Odessa** (Rußland). Agronomisches Laboratorium.

Nahmacher, Dr., Oberlehrer in **Spandau**, Brüderstr. 6, I.

Naumann, Dr. **Arno**, Dozent für Botanik an der Tierärztlichen Hochschule, Assistent am K. Bot. Garten und Lehrer für Botanik an der Gartenbauschule in **Dresden-Laubegast.**

Neger, Dr. **F. W.**, Professor der Botanik an der Forstakademie **Tharand** in Sachsen.

Němec, Dr. **Bohumil**, Professor der Botanik an der böhmischen Universität in **Prag V**, Slupy 433.

Nestler, Dr. **A.**, Professor der Botanik, k. k. Oberinspektor der Untersuchungsanstalt für Lebensmittel an der deutschen Universität in **Prag II**, Sluper Gründe.

Neumann, Dr. **M. P.**, Vorstand der chemischen Abteilung der Versuchsanstalt für Getreideverwertung in **Berlin N 65**, Seestraße 4a.

Nevinny, Dr. **Joseph**, Professor in **Innsbruck.**

Niedenzu, Dr. **F.**, Professor am Lyceum Hosianum in **Braunsberg** (Ostpreußen).

Niemann, **Gustav**, Mittelschullehrer in **Magdeburg-B.**, Basedowstraße 11.

Nienburg, Dr. **Wilhelm**, in **Friedenau** bei Berlin, Kaiserallee 140.

Nilsson, Professor in **Svalöf** (Schweden).

Nobbe, Dr. **F.**, Geheimer Hofrat, emerit. Professor der Botanik und Direktor des Forstakademischen Gartens in **Tharand.**

Nordhausen, Dr. **Max**, Professor, Privatdozent der Botanik in **Kiel**, Botanisches Institut, Feldstraße 77, II.

Oliver, **Francis Wall**, Professor der Botanik an dem University College in **London**, 2 the Vale, Chelsea, S. W.

Oltmanns, Dr. **Friedrich**, Professor der Botanik, Direktor der Botanischen Anstalten, Redakteur der „Zeitschrift für Botanik“, in **Freiburg i. B.**, Jakobistraße 23.

Orth, Dr. **A.**, Geheimer Regierungsrat, Professor und Direktor des Agronomisch-pedologischen Institutes der Landwirtschaftlichen Hochschule in **Berlin W**, Ziethenstraße 6b.

Ostenfeld, Dr. **C. H.**, Inspektor des Botanischen Museums in **Kopenhagen, O**, Sortedams Dossering 63 A.

Osterwald, **Carl**, Professor am Lessinggymnasium in **Berlin NW 52**, Spener Straße 35.

Oven, Dr. **E. von**, in **Wilmersdorf**-Berlin, Holsteinischestr. 25.

Overton, Dr. **J. B.**, Professor am Botanical Department der Universität von Wisconsin in **Madison**, Wisc. (U. S. A.), Science Building.

Paeckelmann, **Wolfgang**, wissenschaftlicher Hilfslehrer in **Elberfeld**, Brüningstr. 16.

Palla, Dr. **Eduard**, Professor an der Universität in **Graz**, Schubertstraße 21, Botanisches Institut.

Pammel, **L. H.**, Ph. D., Professor der Botanik an dem Jowa College of Agriculture in **Ames**, Jowa (U. S. A.).

Pantanelli, Dr. **Enrico**, Privatdozent der Pflanzenphysiologie an der Universität und Assistent an der Stazione di Patologia vegetale in **Rom**, Via St. Susanna 1.

Paul, Dr. **Hermann**, Assessor der Kgl. Bayerischen Moorkulturanstalt in **München**, Kellerstr. 22a.

Pax, Dr. **Ferdinand**, Professor der Botanik an der Universität und Direktor des Botanischen Gartens in **Breslau IX.**

Pazschke, Dr. **O.**, in **Dresden-N.**, Forststr. 29, I.

Peirce, Dr. **George James**, Associate Professor of Plant Physiology an der Leland Stanford Junior University in **Palo Alto** bei San Francisco in Kalifornien (U. S. A.).

Perkins, Frl. Dr. **Janet**, in **Dahlem**-Steglitz bei Berlin, Königin-Luisestraße 6/8. Botanisches Museum.

Peter, Dr. **A.**, Professor der Botanik an der Universität und Direktor des Botanischen Gartens in **Göttingen**, Untere Karspüle 2.

Peters, Dr. **Leo**, Botaniker an der Kaiserl. Biologischen Anstalt für Land- und Forstwirtschaft zu Dahlem, in **Steglitz**, Schloßstraße 41.

Pfeffer, Dr. **W.**, Geh. Rat, Professor der Botanik an der Universität und Direktor des Botanischen Institutes und Botan. Gartens in **Leipzig**.

Philippi, Federico, Professor der Botanik, Director del Museo Nacional in **Santiago** (Chile).

Philipps, W. Reginald, M. A., D. Sc., Professor am University College in **Bangor** (Wales), England.

Pilger, Dr. **R.,** Kustos am Botan. Garten, Privatdozent a. d. Universität und Dozent für Botanik an der Techn. Hochschule in **Charlottenburg,** Hardenbergstr. 37.

Pirotta, Dr. **R.,** Professor der Botanik an der Universität und Direktor des Botanischen Institutes in **Rom,** Via Panisperna 89 B.

Polowzow, Fr. **Warwara von,** in **St. Petersburg,** z. Zt. Bonn, Hotel Dißmann.

Pomorski, J., Professor der Agrikulturchemie, Direktor der Landwirtschaftlichen Versuchsstation in **Dublany** bei Lemberg.

Porsild, Morten, mag. sc., Direktor d. dän. Arkt. Station in **Grönland.** (Sendungen nach **Kopenhagen** an „Kgl. Grönlandsk Handel").

Portheim, Leopold, Ritter von, Leiter der Biologischen Versuchsanstalt in **Wien I,** Opernring 3.

Potonié, Dr. **H.,** Professor, Landesgeologe, Redakteur der „Naturwissenschaftlichen Wochenschrift" in **Groß-Lichterfelde-West** bei Berlin, Potsdamer Straße 37.

Potter, M. C., M. A., Professor der Botanik am Durham College of Science in **Newcastle upon Tyne,** 14 Highbury, West Jesmond.

Poulsen, Dr. **Viggo A.,** Professor für pharmazeutische Botanik an der Universität in **Kopenhagen,** V., Rosenvængets hovedvej 29.

Prein, Dr. **Rudolf,** Apotheker, **Berlin N,** Schröderstr. 11.

Preuß, Hans, Lehrer in **Danzig,** Gartengasse 1.

Pringsheim, Dr. **Ernst,** in **Halle a. d. S.,** Tiergartenstr. 10.

Pritzel, Dr. **Ernst,** Oberlehrer am Gymnasium in **Groß-Lichterfelde-West** bei Berlin, Hans Sachs-Straße 4.

Puriewitsch, Dr. **Konstantin,** Professor der Botanik an der Universität in **Kiew,** Botanisches Institut, Reiterska 28.

Quelle, Dr. **F.,** in **Pankow** bei Berlin, Damerowstraße 17, I.

Raatz, Dr. **Wilhelm,** Botaniker an der Zuckerfabrik **Klein-Wanzleben** bei **Magdeburg.**

Raciborski, Dr. **M. von,** Professor der Botanik an der Universität in **Lemberg** (Oesterreich), Universitätsgebäude.

Radlkofer, Dr. **L.,** Professor der Botanik an der Universität, Direktor des Botanischen Museums (Herbariums), Mitglied der Akademie der Wissenschaften in **München,** Sonnenstr. 7, I.

Rehder, Alfred, in **Jamaica Plain,** Mass. (U. S. A.), 36 Oichard Str.

Rehsteiner, Dr. **Hugo,** Apotheker in **St. Gallen.**

Reiche, Dr. **Carlos,** Chef der botanischen Sektion des Museo Nacional in **Santiago** (Chile), cas. 2105.

Reinhardt, Dr. **M. Otto,** Professor, Privatdozent der Botanik in **Berlin W 50,** Anspacher Straße 40.

Reinitzer, Friedrich, Professor an der Technischen Hochschule in **Graz** (Steiermark).

Reinke, Dr. **Joh.,** Geheimer Regierungsrat, Professor der Botanik und Direktor des Botanischen Gartens in **Kiel,** Düsternbrook 17.

Reinsch, Dr. **P. F.,** Professor in **Erlangen.**

Remer, Dr. **Wilhelm,** in **München,** Prinzenstraße 13.

Renner, Dr. **Otto,** Kustos am K. Pflanzenphysiologischen Institut in **München.**

Richter, Emil, in **Loschwitz** bei Dresden, Rob. Dietz-Straße 9.

Richter, Dr. **Oswald,** Privatdozent für Anatomie und Physiologie der Pflanzen an der deutschen Universität und für Botanik und technische Mykologie an der deutschen Technischen Hochschule, Assistent am k. k. Pflanzenphysiologischen Institut der deutschen Universität in **Prag II,** Weinberggasse 3a.

Richter, Dr. **P.,** Professor an der Paul Gerhard-Schule in **Lübben** in der Lausitz.

Richter, Paul, Oberlehrer in **Leipzig,** Talstraße 12b.

Riehm, Dr. **Eduard,** wissenschaftlicher Hilfsarbeiter an der Kaiserl. Biologischen Anstalt für Land- und Forstwirtschaft zu Dahlem, **Steglitz** bei Berlin, Rothenburgstraße 5.

Rikli, Dr. **Martin,** Privatdozent und Konservator der Botanischen Sammlungen am Eidgenössischen Polytechnikum in **Zürich II,** Pianogasse 12.

Rimbach, Dr. **A.,** in **Biobamba** (Ecuador).

Rodewald, Dr. **Herm.,** Professor und Direktor des Landwirtschaftlichen Institutes in **Kiel,** Bartelsallee 20.

Rompel, Dr. **Josef,** S. J., Professor der Naturgeschichte am Jesuitengymnasium zu **Feldkirch** (Vorarlberg).

Rosen, Dr. **Felix,** Professor der Botanik an der Universität in **Breslau,** Marienstraße 8.

Rosenberg, Dr. **O.,** Privatdozent der Botanik an der Universität in **Stockholm,** Tegnérlunden 4.

Ross, Dr. **H.,** Konservator am Botanischen Museum in **München.** Richard-Wagner-Straße 18, IV.

Rössler, Dr. **Wilhelm,** Prof., Oberlehrer in **Charlottenburg,** Spreestraße 15, IV.

Roth, Dr. **Ernst**, Oberbibliothekar der Universitätsbibliothek in **Halle a. S.**, Lafontainestraße 32.

Roth, Dr. **Franz**, in **Opladen**, Aloysianum.

Rothert, Dr. **Wladislaw**, früher Professor der Botanik an der Universität Odessa, in **Riga**, Jägerstraße 6.

Rübel, Dr. **E.**, in **Zürich V.**, Höschgasse 29.

Ruhland, Dr. **W**, Privatdozent der Botanik an der Universität in **Berlin W 30**, Gossowstraße 9.

Rumm, Dr. **C.**, in Stuttgart, Moserstraße 18.

Ruttner, Dr. **Franz**, Assistent an der Biologischen Station in **Lunz** (Nieder-Österreich).

Rywosch, Dr. **S.**, in **Dorpat**, Johannisstraße 1, z. Zt. **Straßburg i. E.**, Botan. Institut.

Saccardo, Dr. **P. A.**, Professor der Botanik und Direktor des Botanischen Gartens an der Universität in **Padua.**

Saida, Dr. **Kotaro**, Professor der Botanik in **Tokio** (Japan), Koisnikawa Doshinmashi Nr. 1.

Saupe, Dr. **A.**, in **Dresden**, Kyffhäuserstraße 17.

Schander, **R.**, Vorstand des Botanischen Laboratoriums der Landwirtschaftlichen Versuchs- und Forschungsanstalt in **Bromberg.**

Schellenberg, **Gustav**, Assistent am Botan. Laboratorium der Universität in **München**, Glückstraße 2, I.

Schellenberg, Dr. **H. C.**, in **Zürich**, Hofstraße 40.

Schenck, Dr. **Heinrich**, Professor der Botanik an der Technischen Hochschule und Direktor des Botan. Gartens in **Darmstadt**, Nikolaiweg 6.

Scherffel, **Aladár**, in **Igló**, Zips, Ober-Ungarn.

Schikorra, Dr. **Georg**, Assistent am städtischen Untersuchungsamt für hygienische und gewerbliche Zwecke in **Berlin O**, Weidenweg 81.

Schiller, Dr. **Jos.**, Assistent an der k. k. Zoologischen Station in **Triest.**

Schilling, Dr. **Aug. Jg.**, Privatdozent an der Technischen Hochschule zu Darmstadt, in **Großgerau.**

Schinz, Dr. **Hans**, Professor der Botanik an der Universität und Direktor des Botanischen Gartens und des Botanischen Museums der Universität in **Zürich** V, Seefeldstraße 12.

Schlechter, Dr. **Rudolf**, in **Berlin S**, Gräfestraße 33.

Schlicke, Dr. **A.**, in **Nieder-Schöneweide** bei Berlin.

Schmidle, **W.**, Professor, Direktor des Lehrerseminars in **Karlsruhe i. B.**

Schneider, Dr. **J. M.**, in **Schänis**, Kt. St. Gallen, Schweiz.

Schober, Dr. **Alfred,** Professor und Schulinspektor in **Hamburg 23,** Papenstraße 50.

Schönau, Dr. **Carl von,** cand. rer. nat. in **München,** St. Annaplatz 9 II.

Schönland, Dr. **S.,** Curator of the Albany Museum in **Grahamstown,** Südafrika (Kapkolonie).

Scholl, Dr. **Emil,** in **Wien** XIX, Eichendorffgasse 3.

Schorler, Dr. **Bernhard,** Oberlehrer und Kustos des Herbariums der Technischen Hochschule in **Dresden-A.,** Krenkelstraße 34.

Schottländer, Dr. **Paul,** Rittergutsbesitzer, in **Wessig** bei Klettendorf.

Schrenk, Hermann von, B. S., A. M., Ph. D., Botanical Garden in **St. Louis,** Mo. (U. S. A.)

Schröder, Dr. **Bruno,** Lehrer in **Breslau,** Sadowastraße 88, II.

Schröder, Dr. **Henry,** Privatdozent an der Universität in **Bonn a. Rh.,** Meckenheimer Straße 150.

Schrodt, Dr. **Jul.,** Professor, Direktor der VII. Realschule in **Berlin SO 26,** Mariannenstraße 47, II.

Schröter, Dr. **C.,** Professor der Botanik am Polytechnikum in Zürich, **Hottingen-Zürich,** Merkurstraße 70.

Schube, Dr. **Theodor,** Professor, Oberlehrer in **Breslau VIII,** Forckenbeckstraße 10.

Schultz, Richard, Oberlehrer in **Sommerfeld,** Reg.-Bez. Frankfurt a. O., Pförtnerstraße 13.

Schulz, Dr. **A.,** Professor, Privatdozent der Botanik in **Halle a. S.,** Albrechtstraße 10.

Schulze, Max, in **Jena,** Marienstraße 3.

Schuster, Julius, cand. rer. nat., in **München,** Hildegardstraße 11.

Schuster, Dr. **Walther,** in **Frankfurt a. M.,** Miquelstr. 12.

Schütt, Dr. **Franz,** Professor der Botanik an der Universität und Direktor des Botanischen Gartens und Museums in **Greifswald.**

Schwarz, Dr. **Frank,** Professor der Botanik an der Forstakademie in **Eberswalde,** Neue Schweizerstr. 21.

Schwede, Dr. **Richard,** Assistent am Botan. Laboratorium der K. Technischen Hochschule in **Dresden.**

Schweinfurth, Dr. **Georg,** Professor in **Berlin W,** Potsdamer Straße 75a.

Schwendener, Dr. **S.,** Geheimer Regierungsrat, Professor der Botanik und Direktor des Botanischen Institutes der Universität, Mitglied der Akademie der Wissenschaften, in **Berlin W 10,** Matthäikirchstraße 28.

Seckt, Dr. **Hans,** Profesor del Instituto Nacional del Profesorado Secundario in **Buenos Aires** (Argentinien). Belgrano. Mendoza 2977.

Seemen, O. von, Rittmeister a. D., in **Berlin NW 40,** Scharnhorststraße 42.

Semadeni, Dr. **O.**, in **Poschiavo** (Graubünden).

Senn, Dr. **Gustav**, Privatdozent der Botanik an der Universität in **Basel**, Schützengraben 5.

Sernander, Dr. **Rutger**, Professor der Botanik in **Uppsala.**

Shibata, Dr. **K.**, Professor der Botanik an der Universität in **Sapporo** (Japan), Botanisches Institut der Universität.

Shull, Dr. **Geo. H.**, Leiter der botanischen Arbeiten an der Station für experimentelle Entwickelungslehre, Carnegie Institution of Washington, Cold Spring Harbour, **Long Island**, N. Y. (U. St. A.).

Simon, Dr. **Friedrich**, in **Frankfurt a. M.**, Schwarzburgstraße 86.

Simon, Dr. **Joseph**, 1. Assistent am K. Botan. Garten in **Dresden.**

Simon, Dr. **Siegfried**, Privatdozent für Botanik in **Göttingen**, Pflanzenphysiol. Institut.

Singer, Dr. **Max**, Professor am Deutschen Staats-Gymnasium in **Prag**, Königliche Weinberge.

Snell, Dr. **Karl**, Assistent am Botan. Institut der Landwirtsch. Akademie in **Bonn-Poppelsdorf.**

Solereder, Dr. **Hans**, Professor der Botanik an der Universität und Direktor des Botanischen Institutes in **Erlangen**, Botanischer Garten.

Solms-Laubach, Dr. **H. Graf zu**, Professor der Botanik an der Universität, Redakteur der „Zeitschrift für Botanik“ in **Straßburg i. Els.**, Botanischer Garten.

Sonder, Dr. **Chr.**, in **Oldesloe** (Holstein).

Sonntag, Dr. **P.**, Oberlehrer an der Oberrealschule St. Petri und Pauli, in **Saspe-Neufahrwasser** bei Danzig, Villa Mövenblick.

Sorauer, Dr. **Paul**, Geh. Reg.-Rat, Professor, Privatdozent der Botanik an der Universität, Redakteur der „Zeitschrift für Pflanzenkrankheiten“, in **Berlin-Schöneberg**, Martin-Luther-Str. 50.

Spieckermann, Dr. **A.**, Vorsteher der Bakteriologischen Abteilung der Versuchsstation in **Münster i. W.**, Plöniesstr. 5, I.

Sperlich, Dr. **Adolf**, Professor an der k. k. Lehrerbildungsanstalt und Privatdozent der Botanik an der Universität in **Innsbruck**, Maximilianstr. 1D.

Spießen, Freiherr **von**, Königl. Forstmeister in **Winkel** im Rheingau.

Stahl, Dr. med. **A.**, in **Bayamon** (Portorico).

Stahl, Dr. **Ernst**, Geheimer Hofrat, Professor der Botanik an der Universität und Direktor des Botanischen Gartens in **Jena.**

Stameroff, **Kyriak**, Dozent der Botanik an der Universität zu **Odessa**, Puschkinskajastr. 8, Wohnung 15.

Steinbrinck, Dr. **C.**, Professor am Realgymnasium in **Lippstadt.**

Steiner, **Rudolf**, k. k. Gymnasiallehrer in **Prag** II, Stephansgasse 20.

Steyer, Dr. **Karl**, Oberlehrer an der Ernestinenschule in **Lübeck**, Huextertor-Allee 23.

Stoklasa, Dr. **Julius**, Professor und Direktor der Chemisch-physiologischen Versuchsstation der böhmischen Technischen Hochschule in **Prag**, Villa Gröbe.

Stoppel, Frl. **Rose**, in **Freiburg i. B.**, Zähringerstr. 66.

Strasburger, Dr. **Ed.**, Geh. Regierungsrat, Professor der Botanik an der Universität und Direktor des Botanischen Gartens in **Bonn.**

Strauß, **H. C.**, Obergärtner am Botanischen Garten in **Dahlem**-Steglitz bei Berlin.

Suringar, Dr. **J. Valckenier**, in **Wageningen** (Holland).

Svedelius, Dr. **Nils Eberhard**, Privatdozent der Botanik an der Universität in **Uppsala.**

Tansley, **A. G.**, Assistant in the Botanical Department at the University College, in Translay Grantchester **Cambridge.**

Ternetz, Frl. Dr. **Charlotte**, in **Basel**, Feldbergstr. 118.

Tessendorff, **Ferdinand**, Oberlehrer am Helmholz-Realgymnasium in Friedenau, **Steglitz** bei Berlin, Straße VIII, Nr. 12, Beamtenwohnheim.

Thiele, Dr. **Rud.**, Leiter der Agrikulturabteilung der Schwefelproduzenten, G. m. b. H., in **Hamburg.**

Thomas, Dr. **Fr.**, Professor, emerit. Oberlehrer am Gymnasium Gleichense in **Ohrdruf**, Hohenlohestr. 14.

Thoms, Dr. **Hermann**, Professor, Direktor des Pharmazeutischen Institutes der Universität in Berlin, **Steglitz** bei Berlin, Hohenzollernstraße 3.

Thost, Dr. **R.**, in **Groß-Lichterfelde-Ost** bei Berlin, Wilhelmstr. 27.

Thum, Dr. **Emil**, Gymnasiallehrer zu **Asch** in Böhmen.

Timpe, Dr. **H.**, Oberlehrer in **Hamburg-Eimsbüttel**, Am Weiher 29.

Tischler, Dr. **Georg**, Professor der Botanik und Assistent am Botan. Institut in **Heidelberg-Neuenheim**, Ladenburger Straße 6.

Tobler, Dr. **Friedrich**, Privatdozent der Botanik und Assistent am Botanischen Institut der Universität in **Münster i. W.**, Schulstraße 17.

Toni, Dr. **G. B. de**, Professor der Botanik und Direktor des Botanischen Gartens, Lauréat de l'Institut de France, Herausgeber der „Nuova Notarisia", in **Modena.**

Trail, Dr. **James W. H.**, F. R. S., Professor der Botanik an der Universität Aberdeen in **Old Aberdeen**, High Street 71 (Schottland).

Trow, Dr. **A. H.**, Lecturer in Botany am University College of South-Wales and Monmouthshire in **Cardiff** (England), Penarth 50.

Tschermak, Dr. **Erich**, Edler **v. Seysenegg**, Professor an der Hochschule für Bodenkultur, in **Wien** XVIII, Anastasius Grün-Gasse 52.

Tschirch, Dr. **Alexander**, Professor der Pharmakognosie, pharmazeutischen und gerichtlichen Chemie, Direktor des Pharmazeutischen Institutes der Universität in **Bern.**

Tswett, Dr. **Michael**, Professor an der Technischen Hochschule in **Warschau**, Krakowskie Predmiescie 26.

Tubeuf, Dr. **Carl**, Freiherr **von**, Regierungsrat, Professor der Botanik, in **München**, Habsburger Str. 1.

Uhlworm, Dr. **Oskar**, Professor, Oberbibliothekar, Redakteur des „Zentralblattes für Bakteriologie und Parasitenkunde“ in **Berlin W 5**, Nachodstr. 17, II.

Ulbrich, Dr. **E.**, Assistent am Kgl. Botanischen Museum zu Dahlem, **Steglitz** bei Berlin, Paulsenstr. 47.

Ule, **Ernst**, Botanischer Forschungsreisender. Adresse: **Manáos**, Consulado allemão, Brasilien. Drucksachen an Herrn Prof. Dr. Harms.

Urban, Dr. **Ign.**, Geh. Regierungsrat, Professor, Unterdirektor des Botan. Gartens und Bot. Museums zu Berlin, in **Dahlem**-Steglitz bei Berlin, Altensteinstr. 4.

Ursprung, Dr. **Alfred**, Professor der Botanik an der Universität in **Freiburg** (Schweiz), Botanisches Institut.

Vöchting, Dr. **H. von**, Professor der Botanik an der Universität und Direktor des Botanischen Gartens in **Tübingen.**

Vogl, Dr. **August E.**, Ritter **von Fernheim**, Hofrat und Universitätsprofessor in **Wien** II, Valeriestr. 46.

Voigt, Dr. **Alfred**, Professor, Assistent am Botanischen Museum in **Hamburg** VII, Wandsbeker Stieg 13.

Volkart, Dr. **A.**, Assistent an der Eidgenössischen Samenkontrollstation in **Zürich** IV, Lindenbachstr. 9.

Volkens, Dr. **Georg**, Professor, Privatdozent der Botanik an der Universität und Kustos am Botanischen Museum in **Dahlem**-Steglitz bei Berlin, Königin-Luise-Str. 6-8.

Voss, Dr. **W.**, Oberlehrer in **Itzehoe** (Holstein), Friedrichstr. 45.

Votsch, Dr. **Wilhelm**, Oberlehrer in **Delitzsch**, Eilenburger Str. 58.

Wächter, Dr. **Wilhelm**, Sekretär der Deutschen Botan. Gesellschaft, Assistent am Pflanzenphysiologischen Institut der Universität und am Botan. Institut der Landw. Hochschule Berlin, in **Steglitz**, Düntherstr. 5 p.

Wager, Harold, Inspector of Science Schools for the Science and Art Department in London, in **Leeds** (England), Horsforth Lane, Far Headingley.

Wagner, Dr. **Adolf**, Privatdozent der Botanik an der Universität und Assistent am Botan. Institut in **Innsbruck**, Mühlau Nr. 110.

Wahl, Dr. **Carl von**, in **Grötzingen** in Baden, Großherzogl. Bad. Versuchsanstalt **Augustenberg.**

Warburg, Dr. **O.**, Professor, Privatdozent der Botanik an der Universität, Lehrer am Orientalischen Seminar in **Berlin W**, Uhlandstraße 175.

Weber, Dr. **C. A.**, in **Bremen**, Friedrich-Wilhelm-Str. 24.

Wehmer, Dr. **C.**, Professor, Dozent an der Technischen Hochschule in **Hannover**, Alleestr. 35.

Wehrhahn, W., Lehrer in **Hannover**, Asternstr. 29.

Weis, Dr. **Fr.**, Professor der Botanik an der Landwirtschaftl. Hochschule in **Kopenhagen.**

Weiß, Dr. **Fr. E.**, Professor der Botanik und Direktor des Botanical Laboratory of the Owens College in **Manchester.**

Weiße, Dr. **Arthur**, Professor, Gymnasialoberlehrer in **Zehlendorf** (Wannseebahn) bei Berlin, Annastr. 11.

Went, Dr. **F. A. F. C.**, Professor der Botanik und Direktor des Botan. Gartens in **Utrecht** (Holland).

Wettstein, Dr. **Richard**, Ritter **von Westerheim**, Professor und Direktor des Botan. Gartens und Museums der Universität Wien, Mitglied der Akademie der Wissenschaften, Herausgeber der Österreichischen botan. Zeitschrift in **Wien** III, Rennweg 14.

Wiedersheim, Dr. **Walther**, in **Hennigkofen-Nonnenbach** a. Bodensee (Württemberg).

Wieler, Dr. **A.**, Professor, Dozent für Botanik an der Technischen Hochschule in **Aachen**, Nizza-Allee 71.

Wiesner, Dr. **Jul.**, Hofrat, Professor der Botanik und Direktor des Pflanzenphysiologischen Institutes der Universität, Mitglied der Akademie der Wissenschaften, in **Wien** IX, Liechtensteinstr. 12.

Wilhelm, Dr. **K.**, Professor der Botanik an der Hochschule für Bodenkultur in **Wien** XVIII, Hochschulstr. 17 (Türkenschanze).

Willis, John C., Direktor d. Botan. Gartens in **Peradeniya** (Ceylon).

Wilson, William Powell, Direktor of the Philadelphia Commercial Museum in **Philadelphia** (U. S. A.)

Winkelmann, Dr. **J.**, Professor, in **Stettin**, Pölitzer Straße 85, III.

Winkler, Dr. **Hans**, Professor der Botanik an der Universität in **Tübingen**, Waldhäuserstr. 13.

Winkler, Dr. **Hubert**, Privatdozent der Botanik an der Universität, Assistent am Botanischen Garten in **Breslau.**

Wirtgen, **Ferd.**, Rentner in **Bonn**, Niebuhrstr. 55.

Wißmann, Apotheker in **Straßburg i. E.**, Botan. Institut d. Universität.

Wittmack, Dr. **L.**, Geheimer Regierungsrat, Professor an der Landwirtschaftlichen Hochschule und an der Universität, **Berlin NW**, Platz am Neuen Tor 1.

Wollenweber, Dr. **W.**, in **Berlin NW 40**, Scharnhorststr. 8.

Wortmann, Dr. **J.**, Geh. Reg.-Rat, Professor, Direktor der Versuchs- und Lehranstalt für Obst-, Wein- und Gartenbau zu **Geisenheim a. Rh.**

Yamanouchi, Dr. **Shiges**, z. Z. Botanic. Dept. University of **Chicago**, Jll. (U. S. A.)

Yapp, **R. H.**, Professor am University College of Wales in **Aberystwyth** (England).

Zacharias, Dr. **E.**, Professor der Botanik, Direktor des Botanischen Gartens in **Hamburg**, Sophienterasse 15a.

Zahlbruckner, Dr. **A.**, Leiter der Botanischen Abteilung des Naturhistor. Hofmuseums in **Wien** I, Burgring 7.

Zander, **A.**, Oberlehrer am Bismarck-Gymnasium in **Halensee** bei Berlin, Westfälische Straße 59, III.

Zeijlstra, **H. H. Fzn.**, Assistent am Deptm. van Landbouw in **Buitenzorg** (Java).

Zimmermann, Dr. **Albrecht**, Professor, Botaniker an der Biologischen Station Amani, Poststation **Tanga** (Deutsch-Ostafrika).

Zopf, Dr. **W.**, Geh. Regierungsrat, Professor der Botanik an der Universität und Direktor des Botanischen Gartens in **Münster i. W.**, Gerichtstr. 8.

Zörnig, Dr. **Heinrich**, Kustos am Pflanzenphysiologischen Institut in **München**, Tengstr. 10, II.

Verstorben.

Areshoug, Dr. **F. W. C.**, ehemaliger Professor der Botanik an der Universität **Lund**, Mitglied der Akademie der Wissenschaften in Stockholm. Verstarb am 21. Dezember 1908.

Barnêwitz, A., Professor am von Saldernschen Realgymnasium in **Brandenburg a. H.** Verstarb am 26. Oktober 1908.

Ebermayer, Dr. **E.**, Geh. Hofrat in **München.** Verstarb am 13. Aug. 1908.

Kambersky, Dr. **O.**, Vorstand der Landwirtsch. Versuchs- und Samenkontrollstation in **Troppau.** Verstarb im März 1908.

Lindemuth, H., Kgl. Gartenbaudirektor und Dozent an der Landwirtschaftl. Hochschule in **Berlin.** Verstarb am 1. Dez. 1908.

Loew, Dr. **E.**, Professor in **Berlin**. Verstarb am 12. August 1908.

Noll, Dr. **F.**, Professor der Botanik an der Universität **Halle a. S.** Verstarb am 20. Juni 1908.

Register zu Band XXVIa.

I. Geschäftliche Mitteilungen.

Seite

Sitzung vom 31. Januar 1908 1
(Glückwunschschreiben an Herrn Hofrat Prof. Dr. J. WIESNER und Antwort desselben.)

Sitzung vom 28. Februar 1908 103
(Bemerkung des Herrn G. HABERLANDT zu der Arbeit des Herrn ALBRECHT. Herr GRÜSS demonstriert seine Chromogrammmethode.)

Sitzung vom 27. März 1908 . . , ... 197
(Preiserteilung an Herrn CHODAT, der die im April 1906 gestellte Preisaufgabe gelöst hat.)

Sitzung vom 24. April 1908 275
(Demonstration weißblühender *Clianthus puniceus* seitens des Herrn W. VORWERK. Einladung zur Generalversammlung der Deutschen Botanischen Gesellschaft. Bericht der Kommission für die Revision der Satzungen nebst Begründung des beigegebenen neuen Entwurfes der in Straßburg zu beratenden Satzungen.)

Sitzung vom 29. Mai 1908 333

Sitzung vom 26. Juni 1908 361

Sitzung vom 31. Juli 1908 449

Sitzung vom 30. Oktober 1908 521
(Bericht über die Wahlen des Berliner Vorstandes und der Kommission zur Vorbereitung der Wahlen und der Generalversammlung. Glückwunschschreiben an Herrn Dr. BORNET und Geh. Hofrat Prof. Dr. F. HILDEBRAND.)

Sitzung vom 27. November 1908 647
(Nachtrag zu den Wahlen. Antwort der Herren BORNET und HILDEBRAND. Demonstration von Photogrammen durch Herrn LINDNER und Pilzkulturen durch Frl. KNISCHEWSKY. Bericht des Herrn HÖCK über die zweite Sitzung des deutschen Ausschusses für den mathematischen und naturwissenschaftlichen Unterricht in Cöln.)

Sitzung vom 21. Dezember 1908 715

Seite
Bericht über die am 7. August 1908 in Straßburg i. E. abgehaltene fünfundzwanzigste Generalversammlung der Deutschen Botanischen Gesellschaft . . . (1)
Rechnungsablage des Jahres 1907 . . . (8)
Bericht der Kommission für die Flora von Deutschland über neue Beobachtungen aus den Jahren 1902—1905 . . . 1*
Verzeichnis der Pflanzennamen . . . (106)
Mitgliederliste . . . (124)

2. Nachrufe.

H. Marshall Ward von T. JOHNSON . . . (10)
C. A. J. A. Oudemans von J. W. MOLL . . . (12)
Ernst Pfitzer von M. MÖBIUS (mit Bildnis) . . . (33)
E. Rostrup von F. KÖLPIN RAVN . . . (47)
Frans Reinhold Kjellmann von NILS SVEDELIUS (mit Bildnis im Text) . (55)
Elise Schwabach von CARL HOLTERMANN . . . (76)
Fritz Noll von M. KOERNICKE (mit Bildnis) . . . (77)
Ernst Loew von OTTO APPEL (mit Bildnis im Text) . . . (94)

3. Wissenschaftliche Mitteilungen.

a) In der Reihenfolge der Veröffentlichung geordnet.

I. Sitzungsberichte[1].

1. **Theodor Porodko:** Nimmt die ausgewachsene Region des orthotropen Stengels an der geotropischen Krümmung teil? . . . 3
2. **M. Domaradsky:** Zur Fruchtkörperentwicklung von *Aspergillus Fischeri* Wehmer . . . 14
3. **Friedrich Hildebrand:** Über weitere zygomorphe Blüten einer Knollenbegonie. (Mit einem Holzschnitt.) . . . 16
4. **Friedrich Hildebrand:** Über Versuche zur Bildung von Propfbastarden bei *Oxalis crassicaulis*. (Mit zwei Holzschnitten.) . . . 19
5. **G. Haberlandt:** Über den Einfluß des Schüttelns auf die Perzeption des geotropischen Reizes . . . 22
6. **M. Möbius:** Über die Festlegung der Kalksalze und Kieselkörper in den Pflanzenzellen. (Mit einer Abbildung im Text.) . . . 29
7. **A. Schulz:** Über die Entwicklungsgeschichte der gegenwärtigen phanerogamen Flora und Pflanzendecke Skandinaviens . . . 38
8. **Warwara Polowzow:** Experimentelle Untersuchungen über die Reizerscheinungen der Pflanzen, mit besonderer Berücksichtigung der Einwirkung von Gasen. (Vorläufige Mitteilung.) . . . 50

---

[1] Die kleineren Mitteilungen sind unter den „Geschäftlichen Mitteilungen“ S. (1) aufgeführt.

Seite

9. **J. Stoklasa, V. Brdlik u. J. Just:** Ist der Phosphor an dem Aufbau des Chlorophylls beteiligt? 69

10. **Wilhelm Lorch:** Torsionserscheinungen an den Stämmchen mehrerer Polytrichaceen und von *Dicranum undulatum* Ehrh. (Mit einer Textfigur.) 78

11. **M. Tswett:** Über die Verfärbung und die Entleerung des absterbenden Laubes 88

12. **M. Tswett:** Über das Pigment des herbstlich vergilbten Laubes . . . 94

13. **Wilhelm Kinzel:** Die Wirkung des Lichtes auf die Keimung. (Mit 4 Abbildungen im Text.) (Vorläufige Mitteilung.) 105

14. **M. Möbius:** Die Perianthblätter von *Cocos nucifera*. (Mit Tafel I.) . . 115

15. **W. Palladin:** Das Blut der Pflanzen. (Vorläufige Mitteilung.). . . . 125

16. **W. Sukatscheff:** Über das Vorkommen der Samen von *Euryale ferox* Salisb. in einer interglazialen Ablagerung in Rußland. (Mit 6 Textfiguren.) 132

17. **M. W. Beijerinck:** Beobachtungen über die Entstehung von *Cytisus purpureus* aus *Cytisus Adami*. (Mit zwei Abbildungen im Text.) . . . 137

18. **Walter Bally:** Über Gallertbildung bei *Chaetoceras*arten. (Mit 3 Textfiguren.) 147

19. **E. Hannig:** Über hygroskopische Bewegungen lebender Blätter bei Eintritt von Frost und Tauwetter 151

20. **S. Kostytschew:** Zweite Mitteilung über anaërobe Atmung ohne Alkoholbildung. (Mit einer Textfigur.) 167

21. **F. C. von Faber:** Über die Existenz von *Myxomonas Betae* Brzezinski 177

22. **G. Albrecht:** Über die Perzeption der Lichtrichtung in den Laubblättern. (Vorläufige Mitteilung.) 182

23. **J. Grüss:** Über den Nachweis mittelst Chromogramm-Methode, daß die Hydrogenase aktiv bei der Alkoholgärung beteiligt ist 191

24. **W. W. Lepeschkin:** Über den Turgordruck der vakuolisierten Zellen 198

25. **M. Tswett:** Ist der Phosphor an dem Aufbau der Chlorophylline beteiligt? 214

26. **E. Ule:** Über eine neue Gattung der Capparidaceen mit Klettervorrichtungen. (Mit Tafel II.) 220

27. **H. Harms:** Über Geokarpie bei einer afrikanischen Leguminose. (Mit Tafel III.) 225

28. **W. W. Lepeschkin:** Über die osmotischen Eigenschaften und den Turgordruck der Blattgelenkzellen der Leguminosen 231

29. **E. Hannig:** Die Bindung freien atmosphärischen Stickstoffs durch pilzhaltiges *Lolium temulentum*. (Mit einer Textfigur.) (Vorläufige Mitteilung) 238

30. **Ernst Küster:** Keimung und Entwicklung von Schimmelpilzen in gebrauchten Nährlösungen. (Vorläufige Mitteilung.) 246

31. **H. Roß:** Der anatomische Bau der mexikanischen Kautschukpflanze „Guayule", *Parthenium argentatum* Gray. (Mit 7 Textfiguren.) . . . 248

32. **L. Wittmack:** Ein goldener Eichenkranz und goldverzierte Nymphaeaceen-Stiele in einem Hügelgrab zu Pergamon. (Mit 6 Abbildungen im Text.) 263

33. **T. F. Hanausek:** Über das Perikarp von *Humea elegans* Sm. (Mit Tafel IV.) 292

34. **E. Heinricher:** Die Samenkeimung und das Licht. (Eine Berichtigung mit einer vorläufigen Mitteilung im Anhang.) 298

Seite

35. **W.** und **J. Docters van Leeuwen-Reijnvaan:** Über die Spermatogenese der Moose, speziell mit Berücksichtigung der Zentrosomen- und Reduktionsteilungsfragen. (Mit Tafel V.) 301
36. **G. Schweinfurth:** Über die von A. Aaronsohn ausgeführten Nachforschungen nach dem wilden Emmer (*Triticum dicoccoides* Kcke) . . 309
37. **A. J. Nabokich:** Über die Ausscheidung von Kohlensäure aus toten Pflanzenteilen. (Vorläufige Mitteilung.) 324
38. **W. Krüger:** Über ungeschlechtliche Fortpflanzung und das Entstehen weiblicher Individuen durch Samen ohne Befruchtung bei *Mercurialis annua* und anderen diöcischen Pflanzen. (Mit 3 Abbildungen im Text.) 333
39. **E, Jahn:** Myxomycetenstudien. 7. *Ceratiomyxa.* (Mit 2 Abbildungen im Text.) 342
40. **P. Ascherson:** Die Auffindung einer zu *Populus Euphratica* gehörigen Elementarart in Europa 353
41. **G. Bredemann:** Regeneration der Fähigkeit zu Assimilation von freiem Stickstoff des *Bacillus amylobacter* A. M. et Bredemann und der zu dieser Spezies gehörenden bisher als *Granulobacter, Clostridium* usw. bezeichneten anaëroben Bakterien. (Vorläufige Mitteilung.) 362
42. **M. Mücke:** Zur Kenntnis der Eientwicklung und Befruchtung von *Achlya polyandra* de Bary. (Mit Doppeltafel VI.) 367
43. **W. Palladin:** Die Verbreitung der Atmungschromogene bei den Pflanzen 378
44. **W. Palladin:** Über die Bildung der Atmungschromogene in den Pflanzen 389
45. **J. M. Schneider:** Der Öffnungsmechanismus der *Tulipa*-Anthere. (Vorläufige Mitteilung.) 394
46. **C. Steinbrinck:** Über den Kohäsionsmechanismus der Roll- und Faltblätter von *Polytrichum commune* und einigen Dünengräsern 399
47. **F. Brand:** Über das Chromatophor und die systematische Stellung der Blutalge *(Porphyridium cruentum).* (Mit 1 Abbildung im Text.) . 413
48. **A. Ernst:** Zur Phylogenie des Embryosackes der Angiospermen. (Mit Tafel VII.) 419
49. **Margery S. Rosing:** Der Zucker- und Stärkegehalt in den Schließzellen offener und geschlossener Spaltöffnungen. (Vorläufige Mitteilung.) 438
50. **P. Ascherson:** Berichtigungen und Nachträge zu dem Aufsatze über *Populus Euphratica* in Europa 445
51. **A. Burgerstein:** Einfluß des Lichtes verschiedener Brechbarkeit auf die Bildung von Farn-Prothallien 449
52. **Walther Hausmann:** Über die photodynamische Wirkung chlorophyllhältiger Pflanzenauszüge 452
53. **N. Wassilieff:** Eiweißbildung in reifenden Samen 454
54. **A. Nestler:** Die hautreizende Wirkung der *Primula mollis* Hook. und *Pr. Arendsii* Pax. (Mit Tafel VIII.) 468
55. **F. Tobler:** Über Regeneration bei *Myrionema.* (Mit 6 Textfiguren.) 476
56. **Leopold von Portheim** und **Emil Scholl:** Untersuchungen über die Bildung und den Chemismus von Anthokyanen 480
57. **Karl Gaulhofer:** Über die anatomische Eignung der Sonnen- und Schattenblätter zur Lichtperzeption. (Mit Tafel IX.) 484
58. **E. Pantanelli:** Über Pilzrevertase 494

Seite
59. **R. Kolkwitz** und **M. Marsson:** Ökologie der pflanzlichen Saprobien 505
60. **A. Engler** und **K. Krause:** Über die Lebensweise von *Viscum minimum* Harvey. (Mit Tafel X und 2 Abbildungen im Text.) 524
61. **R. Ewert**-Proskau: Die Parthenokarpie der Stachelbeere. (Vorläufige Mitteilung.) 531
62. **Werner Magnus:** Weitere Ergebnisse der Serum-Diagnostik für die theoretische und angewandte Botanik 532
63. **F. Brand:** Weitere Bemerkungen über *Porphyridium cruentum* (Ag.) Naeg. 540
64. **Hans Pringsheim:** Zur Regeneration des Stickstoffbindungsvermögens von Clostridien 547
65. **Jakob Modilewski:** Zur Embryobildung von *Gunnera chilensis*. (Mit Doppeltafel XI.) 550
66. **Ernst Pringsheim jun.:** Über die Herstellung von Gelbfiltern und ihre Verwendung zu Versuchen mit lichtreizbaren Organismen. (Mit 4 Textfiguren.) 556
67. **S. Kostytschew:** Über den Zusammenhang der Sauerstoffatmung der Samenpflanzen mit der Alkoholgärung. (Vorläufige Mitteilung.) . . . 565
68. **Adolf Sperlich:** Ist bei grünen Rhinanthaceen ein von einem pflanzlichen Organismus ausgehender äußerer Keimungsreiz nachweisbar? 574
69. **Friedrich Hildebrand:** Über zwei eigentümliche Blüten einer Knollenbegonie. (Mit einer Abbildung im Text.) 588
70. **Friedrich Hildebrand:** Über Sämlinge von *Cystisus Adami* 590
71. **Hans Winkler:** *Solanum tubigense*, ein echter Pfropfbastard zwischen Tomate und Nachtschatten. (Mit 2 Abbildungen im Text.) 595
72. **J. M. Geerts:** Beiträge zur Kenntnis der cytologischen Entwicklung von *Oenothera Lamarckiana* 608
73. **Bruno Schröder:** Neue und seltene Bacillariaceen aus dem Plankton der Adria. (Mit 1 Abbildung im Text.) 615
74. **J. Grüss:** Kapillaranalyse einiger Enzyme 618
75. **J. Grüss:** Hydrogenase oder Reduktase? 627
76. **Wilhelm Kinzel:** Lichtkeimung. Einige bestätigende und ergänzende Bemerkungen zu den vorläufigen Mitteilungen von 1907 und 1908. (Mit 2 Abbildungen im Text.) 631
77. **Wilhelm Kinzel:** Lichtkeimung. Weitere bestätigende und ergänzende Bemerkungen zu den vorläufigen Mitteilungen von 1907 und 1908 . 654
78. **P. Boysen Jensen:** Die Zersetzung des Zuckers während des Respirationsprozesses. (Vorläufige Mitteilung.) 666
79. **Hugo de Vries:** Über die Zwillingsbastarde von *Oenothera nanella* . 667
80. **Otto Müller:** Die Ortsbewegung der Bacillariaceen. VI. 676
81. **C. Correns:** Die Rolle der männlichen Keimzellen bei der Geschlechtsbestimmung der gynodioecischen Pflanzen 686
82. **Julius Wiesner:** Versuche über die Wärmeverhältnisse kleiner, insbesondere linear geformter, von der Sonne bestrahlter Pflanzenorgane 702
83. **Erwin Baur:** Über eine infektiöse Chlorose von *Evonymus japonicus* 711
84. **D. Prianischnikow:** Zur physiologischen Charakteristik der Ammoniumsalze 716
85. **W. W. Lepeschkin:** Zur Kenntnis des Mechanismus der Variationsbewegungen. (Vorläufige Mitteilung) 724
86. **F. W. Neger:** Ambrosiapilze. (Mit Taf. XII und 2 Textfiguren.) . . 735

Seite
87. **Hugo de Vries:** Bastarde von *Oenothera gigas* 754
88. **A. Scherffel:** *Asterococcus* n. g. *superbus* (Cienk.) Scherffel und dessen angebliche Beziehungen zu *Eremosphaera*. (Mit 3 Textfiguren) . . . 762
89. **W. Ruhland:** Die Bedeutung der Kolloidalnatur wässeriger Farbstofflösungen für ihr Eindringen in lebende Zellen 772
90. **A. Scherffel:** Einiges zur Kenntnis von *Schizochlamys gelatinosa* A. Br. (Mit Tafel XIII.) 783
91. **G. Bredemann:** Bemerkungen zu „Hans Pringsheim: Zur Regeneration des Stickstoffbindungsvermögens von Clostridien“ 795
92. **A. Schulz:** Über Briquets xerothermische Periode, III 796
93. **E. Rübel:** Überwinterungsstadien von *Loiseleuria procumbens* (L.) Desv. (Mit Tafel XIV.) 803
94. **B. Němec:** Über die Natur des Bakterienprotoplasten 809
95. **N. Wille:** Zur Entwicklungsgeschichte der Gattung *Oocystis*. (Mit Tafel XV.) 812

II. Generalversammlung[1]).

Bericht der Kommission für die Flora von Deutschland über neue Beobachtungen aus den Jahren 1902—1905. Vorgelegt von ihrem Obmann.
Phanerogamen (Berichterstatter: K. W. VON DALLA TORRE) . . . 1*

b) Alphabetisch nach den Autoren geordnet.

Albrecht, G., Über die Perzeption der Lichtrichtung in den Laubblättern (Vorläufige Mitteilung.) 182
Ascherson, F., s. SCHWEINFURTH, G. 309
—, Die Auffindung einer zu *Populus Euphratica* gehörigen Elementarart in Europa 353
—, Berichtigungen und Nachträge zu dem Aufsatze über *Populus Euphratica* in Europa 445
Bally, Walter, Über Gallertbildung bei *Chaetoceras*arten (Mit 3 Textfiguren.) 147
Baur, Erwin, Über eine infektiöse Chlorose von *Evonymus japonicus* . . 711
Beijerinck, M. W., Beobachtungen über die Entstehung von *Cytisus purpureus* aus *Cytisus Adami* (Mit 2 Abbildungen im Text). . . 137
Brand, F., Über das Chromatophor und die systematische Stellung der Blutalge *(Porphyridium cruentum)*. (Mit 1 Abbildung im Text.) 413
—, Weitere Bemerkungen über *Porphyridium cruentum* (Ag.) Naeg. . . . 540
Brdlik, V., s. STOKLASA, J.. 69
Bredemann, G., Regeneration der Fähigkeit zur Assimilation von freiem Stickstoff des *Bacillus amylobacter* A. M. et Bredemann und der zu dieser Spezies gehörenden bisher als *Granulobacter, Clostridium* usw. bezeichneten anaëroben Bakterien. (Vorläufige Mitteilung.) 362
—, Bemerkungen zu „Hans Pringsheim: Zur Regeneration des Stickstoffbindungsvermögens von Clostridien“ 795

---

[1] Die auf der Generalversammlung vorgetragenen Arbeiten sind, soweit sie in den „Berichten“ veröffentlicht werden sollten, in den laufenden Heften abgedruckt und im Register der wissenschaftlichen Mitteilungen der Sitzungen aufgeführt.

Seite

Burgerstein, A., Einfluß des Lichtes verschiedener Brechbarkeit auf die Bildung von Farn-Prothallien 449

Correns, C., Die Rolle der männlichen Keimzellen bei der Geschlechtsbestimmung der gynodioecischen Pflanzen 686

v. Dalla Torre, K. W., Phanerogamen (Florenbericht) 1*

Docters, W. und **J. van Leeuwen-Reijnvaan,** Über die Spermatogenese der Moose, speziell mit Berücksichtigung der Zentrosomen- und Reduktionsteilungsfragen. (Mit Taf. V.) 301

Domaradsky, M., Zur Fruchtkörperentwicklung von *Aspergillus Fischeri* Wehmer 14

Engler, A. und **Krause, K.,** Über die Lebensweise von *Viscum minimum* Harvey. (Mit Taf. X und 2 Abbildungen im Text.) 524

Ernst, A., Zur Phylogenie des Embryosackes der Angiospermen. (Mit Taf. VII.) 419

Ewert, R., Die Parthenokarpie der Stachelbeere. (Vorläufige Mitteilung.) 531

von Faber, F. C., Über die Existenz von *Myxomonas Betae* Brzezinski . . 177

Gaulhofer, Karl, Über die anatomische Eignung der Sonnen- und Schattenblätter zur Lichtperzeption. (Mit Taf. IX.) 484

Geerts, J. M., Beiträge zur Kenntnis der cytologischen Entwicklung von *Oenothera Lamarckiana* 608

Grüss, J., Über den Nachweis mittelst Chromogramm-Methode, daß die Hydrogenase aktiv bei der Alkoholgärung beteilig ist 191

—, Kapillaranalyse einiger Enzyme 618

—, Hydrogenase oder Reduktase? 627

Haberlandt, G., Über den Einfluß des Schüttelns auf die Perzeption des geotropischen Reizes 22

Hanausek, T. F., Über das Perikarp von *Humea elegans* Sm. (Mit Taf. IV.) 292

Hannig, E., Über hygroskopische Bewegungen lebender Blätter bei Eintritt von Frost und Tauwetter 151

—, Die Bindung freien atmosphärischen Stickstoffs durch pilzhaltiges *Lolium temulentum.* (Mit einer Textfigur.) (Vorläufige Mitteilung.) 238

Harms, H., Über Geokarpie bei einer afrikanischen Leguminose. (Mit Taf. III.) 225

Hausmann, Walther, Über die photodynamische Wirkung chlorophyllhältiger Pflanzenauszüge 452

Heinricher, E., Die Samenkeimung und das Licht. (Eine Berichtigung mit einer vorläufigen Mitteilung im Anhang.) 298

Hildebrand, Friedrich, Über weitere zygomorphe Blüten einer Knollenbegonie. (Mit einem Holzschnitt.) 16

—, Über Versuche zur Bildung von Pfropfbastarden bei *Oxalis crassicaulis.* (Mit zwei Holzschnitten.) 19

—, Über zwei eigentümliche Blüten einer Knollenbegonie. (Mit einer Abbildung im Text.) 588

—, Über Sämlinge von *Cytisus Adami* 590

Jahn, E., Myxomycetenstudien. 7. *Ceratiomyxa.* (Mit 2 Abbildungen im Text.) 342

Jensen, P. Boysen, Die Zersetzung des Zuckers während des Respirationsprozesses. (Vorläufige Mitteilung.) 666

Just, J., siehe STOKLASA, J. 69

Seite

Kinzel, Wilhelm, Die Wirkung des Lichtes auf die Keimung. (Mit 4 Abbildungen im Text.) (Vorläufige Mitteilung.) 105

—, Lichtkeimung. Einige bestätigende und ergänzende Bemerkungen zu den vorläufigen Mitteilungen von 1907 und 1908. (Mit 2 Abbildungen im Text.) 631

—, Lichtkeimung. Weitere bestätigende und ergänzende Bemerkungen zu den vorläufigen Mitteilungen von 1907 und 1908 654

Kolkwitz, R. und **Marsson, M.,** Ökologie der pflanzlichen Saprobien . . 505

Kostytschew, S., Zweite Mitteilung über anaërobe Atmung ohne Alkoholbildung. (Mit einer Textfigur.) 167

—, Über den Zusammenhang der Sauerstoffatmung der Samenpflanzen mit der Alkoholgärung. (Vorläufige Mitteilung.) 565

Krause, K., siehe ENGLER, A. 524

Krüger, W., Über ungeschlechtliche Fortpflanzung und das Entstehen weiblicher Individuen durch Samen ohne Befruchtung bei *Mercurialis annua* und anderen diöcischen Pflanzen. (Mit 3 Abbildungen im Text.) 333

Küster, Ernst, Keimung und Entwicklung von Schimmelpilzen in gebrauchten Nährlösungen. (Vorläufige Mitteilung.) 246

Lepeschkin, W. W., Über den Turgordruck der vakuolisierten Zellen . . 198

—, Über die osmotischen Eigenschaften und den Turgordruck der Blattgelenkzellen der Leguminosen 231

—, Zur Kenntnis des Mechanismus der Variationsbewegungen (Vorläufige Mitteilung.) 724

Lorch, Wilhelm, Torsionserscheinungen an den Stämmchen mehrerer Polytrichaceen und von *Dicranum undulatum* Ehrh. (Mit einer Textfigur.) 78

Magnus, Werner, Weitere Ergebnisse der Serumdiagnostik für die theoretische und angewandte Botanik 532

Marsson, M., siehe KOLKWITZ, R. 505

Modilewski, Jakob, Zur Embryobildung von *Gunnera chilensis.* (Mit Doppeltafel XI.) 550

Möbius, M., Über die Festlegung der Kalksalze und Kieselkörper in den Pflanzenzellen. (Mit einer Abbildung im Text.) 29

—, Die Perianthblätter von *Cocos nucifera.* (Mit Taf. I.) 115

Mücke, M., Zur Kenntnis der Eientwicklung und Befruchtung von *Achlya polyandra* de Bary. (Mit Doppeltafel VI.) 367

Müller, Otto, Die Ortsbewegung der Bacillariaceen. VI. 676

Nabokich, A. J., Über die Ausscheidung von Kohlensäure aus toten Pflanzenteilen. (Vorläufige Mitteilung.) 324

Neger, F. W., Ambrosiapilze. (Mit Taf. XII und 2 Textfig.) 735

Němec, B., Über die Natur des Bakterienprotoplasten 809

Nestler, A., Die hautreizende Wirkung der *Primula mollis* Hook. und *Pr. Arendsii* Pax. (Mit Taf. VIII.) 468

Palladin, W., Das Blut der Pflanzen. (Vorläufige Mitteilung.) 125

—, Die Verbreitung der Atmungs-Chromogene bei den Pflanzen 378

—, Über die Bildung der Atmungs-Chromogene in den Pflanzen 389

Pantanelli, E., Über Pilzrevertase 494

Polowzow, Warwara, Experimentelle Untersuchungen über die Reizerscheinungen der Pflanzen, mit besonderer Berücksichtigung der Einwirkung von Gasen. (Vorläufige Mitteilung.) 50

Seite

Porodko, Theodor. Nimmt die ausgewachsene Region des orthotropen Stengels an der geotropischen Krümmung teil? 3

von Portheim, Leopold, und **Scholl, Emil,** Untersuchungen über die Bildung und den Chemismus von Anthokyanen 480

Prianischnikow, D., Zur physiologischen Charakteristik der Ammoniumsalze 716

Pringsheim jr., Ernst, Über die Herstellung von Gelbfiltern und ihre Verwendung zu Versuchen mit lichtreizbaren Organismen, (Mit 4 Textfiguren.) 556

Pringsheim, Hans, Zur Regeneration des Stickstoffverbindungsvermögens von Clostridien 547

Rosing, Margery S., Der Zucker- und Stärkegehalt in den Schließzellen offener und geschlossener Spaltöffnungen. (Vorläufige Mitteilung.) 438

Roß, H., Der anatomische Bau der mexikanischen Kautschukpflanze „Guayule“, *Parthenium argentatum* Gray. (Mit 7 Textfiguren.) 248

Rübel, E., Überwinterungsstadien von *Loiseleuria procumbens* (L.) Desv. (Mit Tafel XIV.) 803

Ruhland, W., Die Bedeutung der Kolloidalnatur wässeriger Farbstofflösungen für ihr Eindringen in lebende Zellen 772

Scherffel, A., *Asterococcus* n. g. *superbus* (Cienk.) Scherffel und dessen angebliche Beziehungen zu *Eremosphaera.* (Mit 3 Textfiguren.). . 762

—, Einiges zur Kenntnis von *Schizochlamys gelatinosa* A. Br. (Mit Tafel XIII.) 783

Schneider, J. M., Der Öffnungsmechanismus der *Tulipa*-Anthere. (Vorläufige Mitteilung.). 394

Scholl, Emil, siehe VON PORTHEIM, L. 480

Schröder, Bruno, Neue und seltene Bacillariaceen aus dem Plankton der Adria. (Mit 1 Abbildung im Text.) 615

Schulz, A., Über die Entwicklungsgeschichte der gegenwärtigen phanerogamen Flora und Pflanzendecke Skandinaviens 38

—, Über Briquets xerothermische Periode, III 796

Schweinfurth, G., Über die von A. Aaronsohn ausgeführten Nachforschungen nach dem wilden Emmer (*Triticum dicoccoides* Kcke.) mit einer Nachschrift von P. ASCHERSON 309

Sperlich, Adolf, Ist bei grünen Rhinanthaceen ein von einem pflanzlichen Organismus ausgehender äußerer Keimungsreiz nachweisbar? 574

Steinbrinck, C., Über den Kohäsionsmechanismus der Roll- und Faltblätter von *Polytrichum commune* und einigen Dünengräsern . . 399

Stoklasa, J., Brdlik, V. u. Just, J., Ist der Phosphor an dem Aufbau des Chlorophylls beteiligt? 69

Sukatscheff, W., Über das Vorkommen der Samen von *Euryale ferox* Salisb. in einer interglazialen Ablagerung in Rußland. (Mit 6 Textfiguren.). 132

Tobler, F., Über Regeneration bei *Myrionema.* (Mit 6 Textfiguren.). . . 476

Tswett, M., Über die Verfärbung und die Entleerung des absterbenden Laubes 88

—, Über das Pigment des herbstlich vergilbten Laubes 94

—, Ist der Phosphor an dem Aufbau der Chlorophylline beteiligt?. . . . 214

Ule, E., Über eine neue Gattung der Capparidaceen mit Klettervorrichtungen. (Mit Taf. II.) 220

de Vries, Hugo, Über die Zwillingsbastarde von *Oenothera nanella* 667

—, Bastarde von *Oenothera gigas* 754

Seite

Wassilieff, N., Eiweißbildung in reifenden Samen 454

Wiesner, Julius, Versuche über die Wärmeverhältnisse kleiner, insbesondere linear geformter, von der Sonne bestrahlter Pflanzenorgane 702

Wille, N., Zur Entwicklungsgeschichte der Gattung *Oocystis*. (Mit Taf. XV.) 812

Winkler, Hans, *Solanum tubingense*, ein echter Pfropfbastard zwischen Tomate und Nachtschatten. (Mit 2 Abbildungen im Text.) . . . 595

Wittmack, L., Ein goldener Eichenkranz und goldverzierte Nymphäaceen-Stiele in einem Hügelgrab zu Pergamon. (Mit 6 Abbildungen im Text.) 263

Verzeichnis der Tafeln.

Tafel I zu **M. Möbius**, Die Perianthblätter von *Cocus nucifera*. Erklärung auf S. 124.

Tafel II zu **E. Ule**, Über eine neue Gattung der Capparidaceen mit Klettervorrichtungen. Erklärung auf S. 224.

Tafel III zu **H. Harms**, Über Geokarpie bei einer afrikanischen Leguminose. Erklärung auf S. 231.

Tafel IV zu **T. F. Hanausek**, Über das Perikarp von *Humea elegans* Sm. Erklärung auf S. 297.

Tafel V zu **W. J. Docters van Leeuwen-Reijnvaan**, Über die Spermatogenese der Moose, speziell mit Berücksichtigung der Zentrosomen und Reduktionsteilungsfragen. Erklärung auf S. 308.

Tafel VI zu **M. Mücke**, Zur Kenntnis der Eientwicklung und Befruchtung von *Achlya polyandra* de Bary. Erklärung auf S. 377.

Tafel VII zu **A. Ernst**, Zur Phylogenie des Embryosackes der Angiospermen. Erklärung auf S. 437.

Tafel VIII zu **A. Nestler**, Die hautreizende Wirkung der *Primula mollis* Hook. und *Pr. Arendsii* Pax. Erklärung auf S. 475.

Tafel IX zu **Karl Gaulhofer**, Über die anatomische Eignung der Sonnen- und Schattenblätter zur Lichtperzeption. Erklärung auf S. 494.

Tafel X zu **A. Engler** und **K. Krause**, Über die Lebensweise von *Viscum minimum* Harvey. Erklärung auf S. 530.

Tafel XI zu **Jakob Modilewski**, Zur Embryobildung von *Gunnera chilensis*. Erklärung auf S. 555.

Tafel XII zu **F. W. Neger**, Ambrosiapilze. Erklärung auf S. 753.

Tafel XIII zu **A. Scherffel**, Einiges zur Kenntnis von *Schizochlamys gelatinosa* A. Br. Erklärung auf S. 794.

Tafel XIV zu **E. Rübel**, Überwinterungsstadien von *Loiseleuria procumbens* (L.) Desv. Erklärung auf S. 808.

Tafel XV zu **N. Wille**, Zur Entwicklungsgeschichte der Gattung *Oocystis*. Erklärung auf S. 821.

Bildnis von F. Noll.

Bildnis von E. Pfitzer.

Verzeichnis der Textabbildungen.

Seite

Friedrich Hildebrand, Über weitere zygomorphe Blüten einer Knollenbegonie:
Fig. 1 17

—, Über Versuche zur Bildung von Pfropfbastarden bei *Oxalis crassicaulis*:
Fig. 1 u. 2 20

M. Möbius, Über die Festlegung der Kalksalze und Kieselkörper in den Pflanzenzellen:
Fig. 1—3. Epidermiszellen von *Callisia repens* mit kleinen Drusen aus Kieselsäure 33

Wilhelm Lorch, Torsionserscheinungen an den Stämmchen mehrerer Polytrichaceen und von *Dicranum undulatum* Ehrh.:
Fig. 1 79

Wilhelm Kinzel, Die Wirkung des Lichtes auf die Keimung:
Fig. 1. *Veronica* (Kurven) 108
Fig. 2. *Allium suaveolens* (Kurven) 111
Fig. 3. *Drosera* Nr. 1 (Kurven) 112
Fig. 4. *Drosera* Nr. 2 (Kurven) 113

W. Sukatscheff, Über das Vorkommen der Samen von *Euryale ferox* Salisb. in einer interglazialen Ablagerung in Rußland;
Fig. 1—4. Samen in natürlicher Größe 133
Fig. 5—6. Querschnitte durch die Samenschale 134

M. W. Beijerinck, Beobachtungen über die Entstehung von *Cystisus purpureus* aus *Cytisus Adami*:
Fig. 1. Zweige von *C. purpureus* an einem Zweig von *C. Adami* 139
Fig. 2. Nekrobioseversuch an Blättern 141

Walter Bally, Über Gallertbildnngen bei Chaetocerasarten:
Fig. 1—2 149

S. Kostytschew, Zweite Mitteilung über anaërobe Atmung ohne Alkoholbildung:
Fig. 1 169

E. Hannig, Die Bindung freien atmosphärischen Stickstoffs durch pilzhaltiges *Lolium temulentum*:
Fig. 1 241

H. Roß, Der anatomische Bau der mexikanischen Kautschukpflanze „Guayule“, *Parthenium argentatum* Gray:
Fig. 1. Kleinere Pflanze aus Parras (Habitusbild) 250
Fig. 2. Blühende Zweige 251
Fig. 3. Querschnitt durch eine junge Sproßachse 254
Fig. 4. Querschnitt eines jungen Blattes mit den Harzkanälen 255
Fig. 5. Eine Partie des Siebteils einer 2—3jährigen Sproßachse mit jungen sekundären Harzkanälen 256
Fig. 6. Ein junger sekundärer Harzkanal 257
Fig. 7. Querschnitt einer etwa 8jährigen Sproßachse 259

Seite
L. Wittmack, Ein goldener Eichenkranz und goldverzierte Nymphaeaceen-Stiele in einem Hügelgrab zu Pergamon:
Fig. 1. Goldener Eichenkranz aus einem Hügelgrab zu Pergamon 264
Fig. 2. Eine Anzahl Trauerreifen 265
Fig. 3—4. Bruchstücke eines Trauerreifens 267
Fig. 5. Teil eines Querschnittes von einem Trauerreifen 268
Fig. 6. Längsschnitt 272
W. Krüger, Über ungeschlechtliche Fortpflanzung und das Entstehen weiblicher Individuen durch Samen ohne Befruchtung bei *Mercurialis annua* und anderen diöcischen Pflanzen:
Fig. 1—2. *Mercurialis annua* in Töpfen 336/37
Fig. 3. Hanf (Topfkulturen) 341
E. Jahn, Myxomycetenstudien:
Fig. 1. Die Kerne während der Entwicklung der Fruchtkörper von *Ceratiomyxa* 347
Fig. 2. Die Kernteilungen in den keimenden Sporen 351
F. Brand, Über das Chromatophor und die systematische Stellung der Blutalge (*Porphyridium cruentum*):
Fig. 1 416
F. Tobler, Über Regeneration bei *Myrionema*:
Fig. 1—6 478
A. Engler u. K. Krause, Über die Lebensweise von *Viscum minimum* Harvey:
Fig. 1. Stück einer *Euphorbia polygona* Harv. mit *Viscum minimum* Harv. (Habitusbild) 525
Fig. 2. A—T 526
Ernst Pringsheim jun., Über die Herstellung von Gelbfiltern und ihre Verwendung zu Versuchen mit lichtreizbaren Organismen:
Fig. 1 559
Fig. 2 561
Fig. 3—4 563
Friedrich Hildebrand, Über zwei eigentümliche Blüten einer Knollenbegonie:
Fig. 1. a—c 589
Hans Winkler, *Solanum tubingense,* ein echter Pfropfbastard zwischen Tomate und Nachtschatten:
Fig. 1. A—C, Keimlinge von *Solanum nigrum, S. lycopersicum* und Sproß von *S. tubingense* 597
Fig. 2. Blühender Steckling von *Solanum tubingense* 599
Bruno Schröder, Neue und seltene Bacillariaceen aus dem Plankton der Adria:
Fig. 1. *Leptocylindrus adriaticus* n. sp. 616
Fig. 2. *Striatella interrupta* (Ehrb.) Heiberg 616
Fig. 3. *Biddulphia pellucida* Castracane, Forma 616
Fig. 4. *B. pelagica* n. sp. 616
Fig. 5. *B. pellucida* (Membran von Fig. 3) 616
Wilhelm Kinzel, Lichtkeimung. Einige bestätigende und ergänzende Bemerkungen zu den vorläufigen Mitteilungen von 1907 und 1908:
Fig. 1. Keime von *Nigella sativa* 686
Fig. 2. Keimpflanzen von *Pinguicula* 639

Seite

F. W. Neger, Ambrosiapilze:

Fig. 1. Ambrosiapilzfäden in der Fruchtgalle der Asph. Mayeri 741

Fig. 2. In künstlicher Kultur erhaltene ambrosiaähnliche Pilzfäden des Pilzes aus der Galle von Asphondylia Mayeri . . 747

A. Scherffel, *Asterococcus* n. g. *superbus* (Cienk.) Scherffel und dessen angebliche Beziehungen zu *Eremosphaera*:

Fig. 1—3 768

Nils Svedelius, Frans Reinhold Kjellman (Nachruf).

Bildnis Kjellmans . . . . (57)

Otto Appel, E. Loew. (Nachruf).

Bildnis Loews . . . . (95)

Übersicht der Hefte.

Heft 1 (S. 1—101) ausgegeben am 27. Februar 1908.
Heft 2 (S. 103—196) ausgegeben am 26. März 1908.
Heft 3 (S. 197—274) ausgegeben am 23. April 1908.
Heft 4 (S. 275—332) ausgegeben am 27. Mai 1908.
Heft 5 (S. 333—360) ausgegeben am 25. Juni 1908.
Heft 6 (S. 361—448) ausgegeben am 30. Juli 1908.
Heft 7 (S. 449—519) ausgegeben am 14. September 1908.
Heft 8 (S. 521—645) ausgegeben am 26. November 1908.
Heft 9 (S. 647—713) ausgegeben am 19. Dezember 1908.
Heft 10 (S. 715—822) ausgegeben am 28. Januar 1909.
Florenbericht 1902—1905 (S. 1*—201*) ausgegeben am 26. Februar 1909.
Generalversammlungsheft (Schlußheft) (S. (1)—(165) ausgegeben am 2. April 1909.

Es wird gebeten, alle wissenschaftlichen Zusendungen für die Sitzungen im Jahre 1909 mit **genauer Angabe der Adresse des Absenders** an Herrn Geh. Regierungsrat Prof. Dr. L. Kny, **Wilmersdorf-Berlin**, Kaiserallee 186/87, zu richten.

Die wissenschaftlichen Sitzungen finden mit Ausnahme der Monate August und September am letzten Freitag jeden Monats abends 7 Uhr statt.

☞ Sämtliche Mitteilungen für die Berichte müssen spätestens **acht Tage** vor der Sitzung, für welche sie bestimmt sind, dem Vorsitzenden **vollständig druckreif** im Manuskript — **die Tafeln genau im Format** (12 18 *cm*) — eingereicht werden. **Die Mitteilungen sollen der Regel nach den Umfang von 8 Druckseiten nicht überschreiten.** Die Aufnahme von Mitteilungen, welche in unrichtigem Deutsch abgefasst sind, muss wegen der daraus entstehenden Unzuträglichkeiten beanstandet werden. Die Beanstandung betrifft auch Arbeiten, welche Diagnosen in fehlerhaftem Latein enthalten. Es wird gebeten, im Manuskript nur eine Seite zu beschreiben und am Kopfe desselben die Anzahl der gewünschten Sonderabdrücke anzugeben.

Die Verantwortlichkeit für ihre Mitteilungen tragen die Verfasser selbst.

Alle auf die Veröffentlichung der Berichte bezüglichen Schriftstücke, Korrekturen usw. sind zu senden an Herrn Dr. W. Wächter, Steglitz bei Berlin, Düntherstr. 5 p. Ein unmittelbarer Verkehr zwischen den Autoren und der Druckerei findet nicht statt.

Vorstand und Kommissionen der Gesellschaft für das Jahr 1909.

Für die Generalversammlung: Schwendener, Präsident; Wortmann, Stellvertreter.
Für die wissenschaftlichen Sitzungen in Berlin: Kny, Vorsitzender; Engler, erster Stellvertreter, O. Reinhardt, zweiter Stellvertreter; H. Fischer, erster Schriftführer, Köhne, zweiter Schriftführer, Lindau, dritter Schriftführer.
Schatzmeister: O. Appel.
Redaktions-Kommission: L. Kny, H. Fischer, Köhne, Lindau, Ascherson, Gilg, Kolkwitz.
Geschäftsführender Sekretär: W. Wächter.

Alle Geldsendungen, sowie die auf das Bezahlen der Jahresbeiträge bezüglichen Schriftstücke, werden franko „An die Kur- und Neumärkische Darlehnskasse für die Deutsche Botanische Gesellschaft, Berlin W 8, Wilhelmplatz 6“, erbeten. Der Beitrag beträgt für alle ordentlichen Mitglieder **Mk. 20.** Alle event. Reklamationen, die Versendung der Berichte und Sonderabdrücke betr., sind **innerhalb sechs Monate nach Abschluss des betreffenden Bandes** unmittelbar an die Verlagshandlung, Gebr. Borntraeger, Berlin SW 11, Grossbeeren-Str. 9, zu richten. Adressenänderungen sowie alle das Mitgliederverzeichnis betreffenden Berichtigungen oder sonstige geschäftliche Mitteilungen bittet man an Herrn Dr. W. Wächter, Steglitz bei Berlin, Düntherstr. 5 p, zu senden.

⁂

Sonderabdrücke aus unseren Berichten

unterliegen folgenden Bestimmungen:

1. Jeder Autor erhält **50 Sonderabdrücke mit Umschlag broschiert kostenfrei** geliefert.
2. Für Mehrabzüge wird, sofern die Bestellung der Überzahl vor der letzten Korrektur erfolgt, die Berechnung nach folgendem Tarif durchgeführt:

1.	für jeden verwandten Bogen Papier zum Text	2	Pfennige
2.	für jede schwarze Tafel einfachen Formates .	5	„
3.	bei Doppeltafeln pro Tafel mehr	2	„
4.	bei mehrfarbigen Tafeln für jede Farbe pro Tafel mehr	3	„
5.	bei Doppeltafeln pro Tafel und Farbe mehr .	2	„
6.	Buchbinderlohn für jeden Abdruck	1,35	„
7.	für jeden Umschlag	1,5	„
8.	für einen besonderen Titel auf dem Umschlage, falls ein solcher gewünscht wird	3,50	Mark.

Pfennige, welche durch 5 nicht teilbar sind, werden nach oben auf 5 abgerundet.

Aus einer Privatbibliothek steht zum Verkauf:

Centralblatt für Bacteriologie und Parasitenkunde

1. Abteilung Bd. 1—30, Originale Bd. 31—45, Referate Bd. 31—40, sowie 2 Registerbände. Zusammen 57 uniforme Halbleinenbände mit Titel. Sehr gut erhalten, wie neu. Ladenpreis 912 Mark Angebote erbitten unter „Centralblatt 100“.

Berlin SW II
Großbeerenstraße 9

Gebrüder Borntraeger

Verlag von Gebrüder Borntraeger in Berlin
SW 11 Grossbeeren Strasse 9

Thesaurus litteraturae mycologicae et lichenologicae

ratione habita praecipue omnium quae adhuc scripta sunt de mycologia applicata quem congesserunt **G. Lindau** et **P. Sydow.** — Volumen primum complectens enumerationem alphabeticam autorum A—L. Geheftet 72 Mk. — Vol. II. pars 1 geheftet 25 Mk.

Flora von Steiermark.

Eine systematische Bearbeitung der im Herzogtum Steiermark wildwachsenden oder im Großen gebauten Farn- und Blütenpflanzen nebst einer pflanzengeographischen Schilderung des Landes von **Dr. August von Hayek**, Privatdozenten an der Universität Wien. Band I Heft 1—7 sind erschienen. Subskriptionspreis 21 Mk. — Erscheint in etwa 18 Lieferungen zu je 5 Druckbogen. Der Subskriptionspreis des Druckbogens beträgt 60 Pf.

Lehrbuch der allgemeinen Botanik

von **Professor Dr. E. Warming** und **Professor Dr. W. Johannsen.** Herausgegeben von **Dr. E. P. Meinecke.** Erster Teil. Mit zahlreichen Text-Abbildungen. Geheftet 12 Mk.

Der zweite Teil befindet sich in Vorbereitung.

Ausführliche Prospekte gratis und franko.